



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE AGUASCALIENTES**

CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

Tesis

Evaluación de la compatibilidad y eficiencia de injertos entre algunas especies silvestres y domesticadas de Chile (*Capsicum spp.*) y papa (*Solanum spp.*)

Presenta

BIÓL. ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ

**Para obtener el grado de
MAESTRA EN CIENCIAS AGRONÓMICAS**

Tutor

DR. JOSÉ DE JESÚS LUNA RUIZ

Comité Tutorial

**M. EN C. JESÚS MARTIN FUANTOS MENDOZA
DRA. MARÍA CONSOLACIÓN MARTÍNEZ SALDAÑA
DRA. MARÍA ELENA SIQUEIROS DELGADO**

Aguascalientes, Ags., Junio de 2017

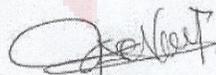


DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PRESENTE.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ**, con ID 120154, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada **“EVALUACIÓN DE LA COMPATIBILIDAD Y EFICIENCIA DE INJERTOS ENTRE ALGUNAS ESPECIES SILVESTRES Y DOMESTICADAS DE CHILE (*Capsicum spp.*) Y PAPA (*Solanum spp.*)** me permito emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que ella pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
“Se Lumen Proferre”
Aguascalientes, Ags., a 13 de mayo de 2017



DR. JOSE DE JESÚS LUNA RUIZ
TUTOR

c.c.p. Interesada
c.c.p. Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez, Secretario Técnico MCAyV

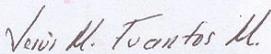


DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PRESENTE.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ**, con ID 120154, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada "EVALUACIÓN DE LA COMPATIBILIDAD Y EFICIENCIA DE INJERTOS ENTRE ALGUNAS ESPECIES SILVESTRES Y DOMESTICADAS DE CHILE (*Capsicum spp.*) Y PAPA (*Solanum spp.*)" me permito emitir el VOTO APROBATORIO, para que ella pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"
Aguascalientes, Ags., a 12 de mayo de 2017


M. en C. JESÚS MARTÍN FUANTOS MENDOZA
Co-tutor

c.c.p. Interesada
c.c.p. Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez, Secretario Técnico MCAyV



DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PRESENTE.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ**, con ID 120154, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada **"EVALUACIÓN DE LA COMPATIBILIDAD Y EFICIENCIA DE INJERTOS ENTRE ALGUNAS ESPECIES SILVESTRES Y DOMESTICADAS DE CHILE (*Capsicum spp.*) Y PAPA (*Solanum spp.*)** me permito emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que ella pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"
Aguascalientes, Ags., a 12 de mayo de 2017



DRA. MA. CONSOLACIÓN MARTÍNEZ SALDAÑA
Miembro del Comité Tutorial

c.c.p. Interesada
c.c.p. Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez, Secretario Técnico MCAyV



DR. RAÚL ORTIZ MARTÍNEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
P R E S E N T E.

Por medio de este conducto tengo a bien informarle que **ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ**, con ID 120154, estudiante de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias ha cumplido de manera satisfactoria el proceso de redacción, revisión y correcciones de su tesis titulada "EVALUACIÓN DE LA COMPATIBILIDAD Y EFICIENCIA DE INJERTOS ENTRE ALGUNAS ESPECIES SILVESTRES Y DOMESTICADAS DE CHILE (*Capsicum spp.*) Y PAPA (*Solanum spp.*) me permito emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que ella pueda proceder a imprimirla y continuar con el proceso de titulación y programación del examen de grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"

Aguascalientes, Ags., a 08 de mayo de 2017

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'M. Elena Siqueiros Delgado', written over a large, faint watermark of the university's logo.

DRA. MARIA ELENA SIQUEIROS DELGADO
Miembro del Comité Tutoral



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE AGUASCALIENTES
CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

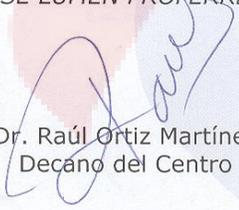
OF. NO. CCA-D-11-15-102-17

Dra. en Admón. María del Carmen Martínez Serna
Directora General de Investigación y Posgrado
PRESENTE.

Por medio de la presente me permito comunicarle a usted que la tesis titulada "EVALUACIÓN DE LA COMPATIBILIDAD Y EFICENCIA DE INJERTOS ENTRE ALGUNAS ESPECIES SILVESTRES Y DOMESTICADAS DE CHILE (*Capsicum spp.*) Y PAPA (*Solanum spp.*)", de la alumna **ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ**, egresada de la Maestría en Ciencias Agronómicas y Veterinarias, respeta las normas y lineamientos establecidos institucionalmente para su elaboración y su autor cuenta con el voto aprobatorio de su tutor y comité tutorial.

Sin más por el momento aprovecho la ocasión para enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
Jesús María, Ags., 17 de Mayo del 2017
"SE LUMEN PROFERRE"



Dr. Raúl Ortiz Martínez
Decano del Centro

c.c.p. Jefa del Departamento de Control Escolar
c.c.p. Sección de Certificados y Títulos
c.c.p. Secretario Técnico
c.c.p. Estudiante
c.c.p. Archivo

AGRADECIMIENTOS

A la **Universidad Autónoma de Aguascalientes** por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios de maestría y por su apoyo brindado en el uso de sus instalaciones y equipo.

A **El Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (Conacyt)** por otorgarme la beca con el número 573199 para que pudiera realizar el posgrado.

Al **Dr. José de Jesús Luna Ruiz** por confiar en mí y en el proyecto y aceptar ser mi Tutor y guía, por su paciencia y ayuda incondicional. De corazón, gracias por ayudarme a realizar este sueño. También por su comprensión cuando se me presentaron dificultades externas a la maestría, gracias por su apoyo.

Al **M. en C. Jesús Martín Fuantos Mendoza** por enseñarme la base de esta investigación que es el “arte” de injertar, por su positivismo, ayuda, paciencia, tiempo y confianza que me brindó. Por adentrarme en el ámbito agronómico.

A la **Dra. Ma. Consolación Martínez Saldaña** por aceptar ser parte de este trabajo a pesar de las circunstancias, por su disposición a ayudarme, por brindarme su apoyo y conocimientos, su confianza y también por su ayuda personal en momentos difíciles, gracias por sus palabras y afecto.

A la **Dra. Ma. Elena Siqueiros Delgado** por ayudarme a entender y reconocer lo que los ojos a simple vista no pueden ver en las plantas. También por la confianza y respeto que siempre me brindó, por su apoyo en la investigación y también en la vida personal.

Al **M. en C. Otilio Vázquez Martínez** por su apoyo al hacer uso de los **laboratorios de Fisiología Vegetal y Cultivo de Tejidos** de la UAA.

A la **Dra. Rosa Cerros Tlatilpa** por aceptar ayudarme y llevarme de la mano en el proceso histológico, por sus conocimientos brindados y corregirme, por el tiempo y la disposición que se me brindó durante mi estancia en la **Universidad Autónoma del Estado de Morelos** y fuera de ella. También por su comprensión y apoyo personal.

A **CEPROCH** y a **el Ingeniero Martín Díaz** por aceptar ayudarme en la producción de las plántulas en sus instalaciones y por atenderme en cada una de las dudas que se me presentaron.

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

Al **Dr. Javier Ventura Juárez** por el curso brindado de Morfometría y Microscopía, por su incondicional apoyo, por ayudarme en horas extras, por no dejarme sola y por repetirme las cosas con tanta paciencia que se le caracteriza. Gracias por su cariño.

A la **LAQB Sonia Sofía Cruz Muñoz** por enseñarme las técnicas histológicas y el manejo del equipo, por su paciencia y gran ayuda, por su dedicación y tiempo invertido en resolver mis dudas, por la confianza depositada y por su invaluable amistad.

Al **M. en C. Alejandro Torres González** por que antes de ser mi amigo, fue mi maestro. Por enseñarme, ayudarme y aconsejarme, por levantarme y volverme a la realidad en momentos de desesperación, por la comprensión y por su ayuda profesional y personal en momentos difíciles. Gracias por las experiencias y aprendizajes.

Al **Dr. Antonio de Jesús Meraz Jiménez**, por su preocupación en mi desarrollo profesional, por sus consejos personales y profesionales y por la confianza depositada, por su disposición a ayudarme y por siempre sacarme sonrisas.

A mi primo el **Ingeniero Cesar Puerta Jiménez**, por ayudarme en mis dudas y en los análisis estadísticos, por su paciencia y tiempo invertido.

A mi hermano **Juan Jesús Mendieta Vázquez**, por ayudarme y brindarme su apoyo en las visitas a CEPROCH, por sacarme de apuros con su buen ingenio, por su interés en mi proyecto, por ser mi mano derecha. Mil Gracias hermano.

Al **Dr. Salvador Acevedo** por motivarme a crecer profesionalmente, por ayudarme a tomar la decisión de hacer la maestría.

A **mis compañeros y amigos de la maestría**, por todas las experiencias compartidas, porque de cada uno de ellos aprendí cosas diferentes tanto profesional como personalmente, por su gran apoyo e interés en ayudarme. Esta etapa de mi vida fue grandiosa y gran parte de eso se la debo a ustedes.

A todos, mil gracias, porque sin ustedes, todo esto no hubiera sido posible.

DEDICATORIAS

A **mis padres**, por su amor, dedicación, entrega, paciencia y apoyo a lo largo de toda mi vida. Su esfuerzo, sacrificio y dedicación está dando frutos en nosotros sus hijos. Esto es para ustedes.

Con especial dedicatoria para mi padre **Humberto David Mendieta Torres**, quien es el principal motor en mi vida y el que impulsó este trabajo al darme la idea, quien es mi razón para seguir adelante, quien siempre ha sido el primero en confiar y apoyarme en lo profesional desde que elegí mi carrera, a él quien es el más grande regalo que Dios pudo darme. Esto es para ti papá.

A mi madre **Adela Vázquez**, porque al igual que mi padre, es mi motor para salir adelante en la vida, porque si no hubiera sido por ella yo no sería la persona que soy ahora. Por sus constantes desvelos, por los regaños que me hicieron tanto bien, por su constante sacrificio, por enseñarme el amor a Dios y ser agradecida con ÉL.

A mis hermanos, **Alejandra Adela, Juan Jesús y Humberto David**, porque ellos junto con mis padres formamos una unión inquebrantable. Por su amor tan cálido y transparente, por siempre sacarme risas, por preocuparse por mí, por estar conmigo en las buenas y en las malas, por compartir conmigo esta experiencia tan bonita de mi vida, sin ustedes no lo hubiera logrado. Gracias por enseñarme a vivir de tres maneras distintas. Los adoro.

A mi abuela **Catalina Vázquez Reyes**, porque para mí es como una segunda madre, por su amor tan sacrificado, porque para mí es un ejemplo a seguir de fortaleza, gracias abue por cuidarme tanto.

Al hombre que más paciencia me tiene y que aceptó acompañarme en este gran sueño de mi vida **Abdel Ruvalcaba Ramírez**, por su amor, ayuda y consejos, por preocuparse por mí, por alentarme en cumplir mis metas, por darme ánimos en los momentos difíciles y por nunca dejarme sola. Gracias por tu calidez y por confiar en que lo lograría.

A todos ustedes, los amo con todo mi corazón.

Y muy especialmente y sobre todo a **DIOS** quien me dio la oportunidad de cumplir uno más de mis sueños, por las sorpresas que me ha regalado, por la familia que me dio, por la gente que ha puesto en mi camino y por todas las satisfacciones que se han tenido a lo largo de mi vida.

INDICE GENERAL

Contenido

INDICE GENERAL	1
INDICE DE TABLAS	4
INDICE DE FIGURAS	6
ACRÓNIMOS	9
RESUMEN GENERAL	10
ABSTRACT	13
INTRODUCCIÓN GENERAL	15
I. MARCO TEORICO	17
1.1 GENERALIDADES DE LA FAMILIA SOLANACEAE	17
1.1.1 El Género <i>Solanum</i>	18
1.1.2 El Género <i>Capsicum</i>	28
1.2 TÉCNICAS DE PROPAGACIÓN EN PLANTAS	36
1.2.1 Propagación sexual	36
1.2.2 Propagación asexual	37
1.3 FENOLOGÍA	48
1.3.1 Fenología de <i>Solanum tuberosos</i> y <i>Capsicum</i>	49
1.4 ANATOMIA VEGETAL	53
1.4.1 Los Meristemas	53
1.4.2 Tejido Dérmico	54
1.4.3 Tejido fundamental	55
1.4.4 Tejido vascular	58
1.4.5 El tallo	61
1.4.6 Procesamiento Histológico de tejidos vegetales	64
1.5 ANTECEDENTES SOBRE EL TEMA DE INJERTOS INTERGENERICOS	65
Trabajos realizados	66
1.6 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	69
1.7 JUSTIFICACIÓN	71
1.8 OBJETIVOS E HIPÓTESIS	72
1.8.1 Objetivo general	72
1.8.2 Objetivos específicos	72
1.8.3 Hipótesis	72
II. SOBREVIVENCIA DE INJERTOS ENTRE <i>CAPSICUM</i> Y <i>SOLANUM</i>	73
2.1 RESUMEN	73
2.2 INTRODUCCIÓN	74

2.3 MATERIALES Y MÉTODOS	76
2.3.1 Origen de las especies de <i>Solanum</i>	76
2.3.2 Producción de planta de <i>Solanum cardiophyllum</i> y <i>S. tuberosum</i>	76
2.3.3 Origen de las especies de <i>Capsicum</i>	78
2.3.4 Producción de plántula de <i>Capsicum</i>	79
2.3.5 Elaboración de injertos entre accesiones de <i>Capsicum</i> y <i>Solanum</i>	80
2.3.6 Evaluación de la sobrevivencia de los injertos	85
2.3.7 Análisis Estadístico	85
2.4 RESULTADOS	86
2.4.1 Sobrevivencia de Injertos de <i>Capsicum</i> spp. con <i>S. cardiophyllum</i>	86
2.4.2 Sobrevivencia de injertos de <i>Capsicum</i> con <i>S. tuberosum</i>	90
2.5 DISCUSIÓN	93
2.6 CONCLUSIONES	97
III. FENOLOGIA DE LOS INJERTOS SOBREVIVIENTES.....	99
3.1 RESUMEN.....	99
3.2 INTRODUCCIÓN.....	100
3.3 MATERIALES Y MÉTODOS	102
3.3.1 Trasplante y cuidado de injertos sobrevivientes.....	102
3.3.2 Registro de datos fenológicos	103
3.3.3 Registro de datos de producción de frutos y tubérculos	103
3.3.4 Análisis estadístico	103
3.4 RESULTADOS	104
3.4.1 Fenología de los injertos con el patrón <i>S. cardiophyllum</i>	104
3.4.2 Fenología de los injertos con el patrón <i>S. tuberosum</i>	110
3.4.3 Producción de frutos y tubérculos	118
3.5 DISCUSIÓN	127
3.6 CONCLUSIONES	133
IV. ANALISIS HISTOLÓGICO DE <i>CAPSICUM</i> Y <i>SOLANUM</i>	135
4.1 RESUMEN.....	135
4.2 INTRODUCCIÓN.....	137
4.3 MATERIALES Y MÉTODOS	139
4.3.1 Procesamiento de tejidos vegetales	139
4.4.2 Análisis microscópico.....	142
4.4.3 Análisis estadístico	144
4.4 RESULTADOS	145
4.4.1 Observaciones de cortes transversales del tallo de <i>Capsicum</i> y <i>Solanum</i>	145
4.4.2 Relación de la sobrevivencia de los injertos con las variables histológicas.....	155
4.4.3 Observaciones de los cortes longitudinales de algunos injertos sobrevivientes.....	166

4.5 DISCUSIÓN.....	169
4.6 CONCLUSIONES.....	174
V. CONCLUSIONES GENERALES.....	176
GLOSARIO.....	178
BIBLIOGRAFIA	180
APÉNDICE	184



INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Ventajas y desventajas de los diferentes tipos de injertos	40
Tabla 2. Estadíos principales de desarrollo de la planta de papa <i>S. tuberosum</i> L.....	50
Tabla 3 Especies y características de <i>Solanum</i> spp. (papa)	76
Tabla 4. Especies y características de las accesiones de <i>Capsicum</i> spp. (chile).....	78
Tabla 5. Matriz de combinaciones o tratamientos de injertos, plantas sin injertar y autoinjerto.....	83
Tabla 6. Proceso de Injertación	84
Tabla 7. Prueba de diferencia de proporciones para los injertos con patrón <i>S. cardiophyllum</i>	87
Tabla 8. Prueba de diferencia de proporciones para los injertos con patrón <i>S. tuberosum</i>	91
Tabla 9. Número de plantas sobrevivientes por patrón y tipo de tratamiento	102
Tabla 10. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile ancho (S1-C5)	106
Tabla 11. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile pasilla (S1-C6).....	106
Tabla 12. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile de agua (S1-C8).....	106
Tabla 13. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile de árbol (S1-C9).....	107
Tabla 14. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile cora (S1-C12).....	107
Tabla 15. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile cascabel (S1-C13).....	107
Tabla 16. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile perón (S1-C16).....	108
Tabla 17. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile habanero (S1-C17).....	108
Tabla 18. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile campana (S1-C18)	108
Tabla 19. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-jalapeño rayado (S1-C20).....	109
Tabla 20. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile ancho (S2-C5)	113
Tabla 21. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile pasilla (S2-C6)	113
Tabla 22. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile guajillo (S2-C7)	113

Tabla 23. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile de agua (S2-C8) 114

Tabla 24. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile de árbol (S2-C9) 114

Tabla 25. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile puya (S2-C10) 114

Tabla 26. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile huacle (S2-C11)..... 115

Tabla 27. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile cora (S2-C12) 115

Tabla 28. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile cascabel (S2-C13) 115

Tabla 29. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile bolita (S2-C14)..... 116

Tabla 30. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile amarillo (S2-C15)..... 116

Tabla 31. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile perón (S2-C16) 116

Tabla 32. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile habanero (S2-C17) 117

Tabla 33. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile campana (S2-C18) 117

Tabla 34. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-jalapeño rayado (S2-C20) 117

Tabla 35. Pasos para la tinción y montaje de laminillas con las muestras de tallo 142

Tabla 36. Estadísticos de las tres variables registradas: diámetro del tallo (DT), 145

Tabla 37. Diferencia de las medias del diámetro de los tallos entre *Capsicum-Solanum* con el porcentaje de sobrevivencia por tipo de patrón 156

Tabla 38. Diferencia de las medias del córtex de los tallos entre *Capsicum-Solanum* con el porcentaje de sobrevivencia por tipo de patrón. 159

Tabla 39. Diferencia de las medias del anillo del xilema de los tallos entre *Capsicum-Solanum* con el porcentaje de sobrevivencia por tipo de patrón. 162

Tabla 40. Resumen del análisis de correlación entre la sobrevivencia de injertos y las variables histológicas realizadas en la unión del injerto entre *Capsicum* y *Solanum* por tipo de patrón..... 165

Tabla 41. Diagnóstico de las observaciones microscópicas de algunas muestras de injertos tomadas a los 30, 35 y 60-84 días después del injerto..... 166

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Injerto de púa. (Miles <i>et al.</i> , 2013).....	39
Figura 2. Injerto lateral (Miles <i>et al.</i> ,2013).....	39
Figura 3. Injerto de empalme en plantas de tomate.....	40
Figura 4. Fases fenológicas de <i>S. tuberosum</i>	51
Figura 5. Fases fenológicas de <i>Capsicum</i> spp.....	52
Figura 6. Esquema general del proceso histológico vegetal. Fuente (Sandoval, 2005).....	64
Figura 7. Siembra de <i>S. cardiophyllum</i> en charola.....	77
Figura 8 Sembrado de semilla tubérculo de <i>S. tuberosum</i>	77
Figura 9. Túnel de prendimiento de con la cubierta de plástico.....	82
Figura 10. Cámara o túnel de prendimiento con humidificador.....	82
Figura 11. Apertura progresiva de las cámaras de prendimiento de injertos.....	82
Figura 12. Escala colorimétrica de la evolución de los injertos	85
Figura 13. Porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. cardiophyllum</i> a los 21, 28 y 35 días después del injerto.....	89
Figura 14. Porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. tuberosum</i> a los 21, 28 y 35 días después del injerto.....	92
Figuras 15 y 16. Producción de fruto y tubérculo de papita güera-chile pasilla (S1-C6).....	119
Figuras 17 y 18 Producción de fruto y tubérculo de papita güera- chile de agua (S1-C8).....	119
Figuras 19 y 20. Producción de fruto y tubérculo de papita güera-chile cora (S1-C12).....	120
Figuras 21 y 22. Producción de fruto y tubérculo de papita güera-jalapeño rayado (S1-C20)..	120
Figuras 23 y 24. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca-chile ancho (S2-C5).....	121
Figuras 25 y 26. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile guajillo (S2-C7).....	122
Figuras 27 y 28. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile de agua (S2-C8).....	122
Figuras 29 y 30. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile de árbol (S2-C9).....	123
Figuras 31 y 32. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile huacle (S2-C11).....	123
Figuras 33 y 34. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile cora (S2-C12).....	124
Figuras 35 y 36. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile cascabel (S2-C13)...	124
Figuras 37 y 38. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile amarillo (S2-C15)....	125
Figuras 39 y 40. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca- chile perón (S2-C16).....	125

Figuras 41 y 42. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca-chile habanero (S2-C17)....	126
Figuras 43 y 44. Producción de fruto y tubérculo de papa blanca-chile campana (S2-C18)....	126
Figura 45. Inclusión de la muestra de tallo sin injertar de forma vertical en parafina con escuadras.....	140
Figura 46. Inclusión de las muestras de tallos injertados colocados de manera horizontal en casete y molde.....	141
Figura 47. Medida del córtex de tallo en corte transversal.....	143
Figura 48. Medida de las dimensiones del xilema de tallo en corte transversal.....	143
Figura 49. Medida del diámetro de tallo en corte transversal.....	143
Figuras 50-60. Cortes transversales de <i>Capsicum Annuum</i>	147
Figuras 61-63. Cortes transversales de <i>Capsicum frutescens</i>	150
Figuras 64-65. Cortes transversales de <i>Capsicum pubescens</i>	151
Figuras 66-67. Cortes transversales de <i>Capsicum chinense</i>	152
Figuras 68-70. Cortes transversales de <i>Capsicum baccatum</i>	153
Figuras 71-72. Cortes transversales de <i>Solanum tuberosum</i>	154
Figuras 73-74. Cortes transversales de <i>Solanum cardiophyllum</i>	155
Figura 75. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. cardiophyllum</i> a los 35 ddi con las diferencias de diámetro de los tallos (S1-C).....	157
Figura 76. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. tuberosum</i> a los 35 ddi con las diferencias de diámetro de los tallos (S2-C).....	158
Figura 77. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. cardiophyllum</i> a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del córtex (S1-C).....	160
Figura 78. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. tuberosum</i> a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del córtex (S2-C).....	161
Figura 79. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. cardiophyllum</i> a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del xilema (S1-C).....	163
Figura 80. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón <i>S. tuberosum</i> a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del xilema (S2-C).....	164
Figura 81. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S1-C13 (Papita güera-chile cascabel) visto a 2.5X.....	167
Figura.82. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S1-C8 (Papita güera-chile de agua) visto a 2.5X.....	167
Figura 83. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S1-C6 (Papita güera-chile pasilla) visto a 2.5X.....	167

Figura 84. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S2-C7 (Papa blanca-chile guajillo) visto a 2.5X..... 168

Figura 85. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S2-C18 (Papa blanca-chile campana) visto a 2.5X..... 168



ACRÓNIMOS

%	Porcentaje	DGX	Diferencia del grosor del xilema
&	Ampersand “y”	EE	Error estándar
°C	Grados centígrados	ETOH	Alcohol
µm	micras	F.A.A.	Formol - Ácido Acético-alcohol
acc	accesión	h	hora
ADN	Ácido desoxirribonucleico	HR	Humedad relativa
C	<i>Capsicum</i> (chile)	L	Litro (s)
C10	puya	m	metro
C11	huacle	Max	máximo
C12	cora	Min	mínimo
C13	casabel	min	minuto
C14	Bolita	ml	mililitro
C15	Amarillo	mm	milímetro
C16	Perón	msnm	Metros sobre nivel del mar
C17	Habanero	N	muestra
C18	Campana	RNA's	Ácido ribonucleico secuencial
C19	Lamuyo	S	<i>Solanum</i> (papa)
C20	Jalapeño rayado	s	segundo
C5	Ancho	S1	<i>Solanum cardiophyllum</i>
C6	Pasilla	S2	<i>Solanum tuberosum</i>
C7	Guajillo	S-C	<i>Solanum-Capsicum</i>
C8	De agua	spp	Varias especies del mismo género
C9	De árbol	S-S	Autoinjerto de <i>Solanum</i>
C-C	Autoinjerto de <i>Capsicum</i>	ssp	subespecie
cm	centímetro	ton	tonelada
DDI	Día (s) después del injerto	var	variedad
DD	Diferencia de diámetro	\bar{X}	Promedio
DGC	Diferencia del grosor del córtex	EE	Error estándar

RESUMEN GENERAL

La investigación sobre injertos intergenéricos en hortalizas de la Familia Solanaceae es un tema recientemente adoptado y por lo tanto con oportunidades para hacer exploración e investigación para generar información básica. Esta tesis aborda a manera de evaluación el tema sobre la compatibilidad en los injertos donde el género *Solanum* en forma silvestre (*S. cardiophyllum*)(S1) y en forma domesticada (*S.tuberosum*)(S2) fungieron como portainjerto, y el género *Capsicum* (C) como variedad o sción en las formas semidomesticada (*C. frutescens*) y domesticada (*C.annuum*, *C. pubescens*, *C.chinense* y *C.baccatum*), distribuidas en 16 accesiones. Dicha evaluación abarcó el tema de sobrevivencia, fenología e histología, de donde se derivaron tres objetivos por cada tema. El primer capítulo de la tesis es el marco teórico que aborda las generalidades de la familia Solanaceae, generalidades de los géneros *Solanum* y *Capsicum* como desarrollo y fenología, también las técnicas de propagación tanto sexual como asexual enfatizando la segunda técnica por integrar en esta el método del injerto, sus ventajas y desventajas, sus usos, finalidad y los factores que influyen en la compatibilidad. También este capítulo integra a manera de revisión o ensayo el tema de la anatomía vegetal que explica los términos y definiciones de cada uno de los tejidos que integran una planta así como la estructura del tallo; también, integra el tema de los antecedentes sobre el uso del injerto en la horticultura moderna. El segundo capítulo aborda el primer objetivo de la investigación que trata sobre la determinación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos *Capsicum-Solanum* en diferentes combinaciones, evaluado a los 7, 14, 21, 28 y 35 días después del injerto (ddi). Los porcentajes de sobrevivencia a los 35 ddi de los injertos con patrón *S.cardiophyllum* fluctuaron entre 0 y 70%, y para los injertos con patrón *S.tuberosum* fueron de 0 a 50%, sin embargo, hubo un mayor porcentaje de injertos sobrevivientes con el patrón *S.tuberosum* con un 33.76%, contra 24% de injertos sobrevivientes con el patrón *S.cardiophyllum*. Se determinó que la sobrevivencia de los injertos de *Solanum* con *Capsicum* es muy variable, y depende de la combinación entre el patrón y la variedad. El tercer capítulo presenta el segundo objetivo de la tesis que trata sobre la evaluación fenológica de las plantas injertadas sobrevivientes. Esta evaluación consistió en la revisión de las plantas injertadas de los 35 a los 98 ddi. Se evaluó el paso de las plantas por las diferentes etapas fenológicas como crecimiento, aparición de botones florales, floración y fructificación, añadiendo también, la valoración de la formación de tubérculos y frutos y su

maduración. Los resultados de los injertos con el portainjerto *S. cardiophyllum* determinaron que de los 16 tratamientos, únicamente 10 sobrevivieron a los 35 ddi (S1-C5, S1-C6, S1-C8, S1-C9, S1-C12, S1-C13, S1-C16, S1-C17, S1-C18 y S1-C20), y de estos, solo cuatro cumplieron con todo el ciclo fenológico a los 98 ddi (S1-C6, S1-C9, S1-C12, S1-C20), sin embargo solo los tratamientos S1-C12 y S1-C20 tuvieron frutos que llegaron a la madurez y produjeron tubérculos. Por su parte, de los 16 tratamientos con el portainjerto *S. tuberosum*, 15 sobrevivieron a los 35 ddi (S2-C5, S2-C6, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C10, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C14 S2-C15, S2-C17, S2-C18 Y S2-C20) de los cuales 10 cumplieron con todo el ciclo fenológico a los 98 ddi (S2-C5, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18) y todos ellos tuvieron producción de tubérculos, sin embargo, ocho de estos tratamientos llegaron a la producción de frutos que llegaron a la maduración (S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18). Se concluyó que los injertos intergenéricos con más éxito fueron S2-C13 (papa blanca-chile cascabel), S2-C12 (papa blanca-chile cora), S2-C15 (papa blanca-chile amarillo) y S2-C8 (papa blanca-chile de agua), los cuales tuvieron una fenología similar a la de los controles. El cuarto capítulo aborda el tercer objetivo, que trata sobre la relación del porcentaje de sobrevivencia con la histología de los tallos de las 16 accesiones de *Capsicum* y de las dos especies de *Solanum*, involucrados en la elaboración de los injertos, con el fin de dar sustento a los resultados obtenidos en los dos objetivos anteriores. Para este estudio, se tomaron muestras de tallo de las siete especies antes del injertado y se hicieron cortes transversales, y de las muestras de algunos tallos injertados se hicieron cortes longitudinales. Los datos provenientes de cortes transversales de *Capsicum* y *Solanum* fueron analizados estadísticamente para probar la significancia de la correlación entre el porcentaje de sobrevivencia del injerto a los 35 ddi (SI35) y las siguientes variables: diferencia entre diámetros del patrón y de la variedad (DD), diferencia entre grosores del córtex de la variedad y el patrón (DGC) y diferencia entre grosores del xilema de la variedad y el patrón (DGX). Todas las correlaciones de la sobrevivencia de los injertos a los 35 ddi con DD, DGC y DGX, resultaron no significativas ($P > 0.2$), de baja magnitud ($r = -0.002$ a -0.371) y negativas (excepto en un solo caso). Las observaciones de cortes longitudinales del tejido injertado mostraron diferencias importantes entre los diámetros de los tallos injertados con *S. tuberosum*, sin afectar la sobrevivencia. En la mayoría de los injertos sobrevivientes se observó regeneración celular y tejido calloso en la unión entre tallos. Se concluyó que el análisis histológico permite explicar solo de manera parcial las diferencias

en el porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Capsicum* y *Solanum*. Finalmente, el quinto capítulo contiene las conclusiones generales de la investigación.

Palabras clave: *Capsicum*; Compatibilidad; Injertos intergenéricos; *Solanum*.



ABSTRACT

Research on the intergeneric grafts in the Solanaceae vegetable family is just a recently adopted topic, therefore, it represents an opportunity for exploration and research to generate basic data. This thesis will approach, from an evaluation perspective, the topic of compatibility of the grafts where the *Solanum* genus in a wild state (*S. cardiophyllum*)(S1) and domestic state (*S. tuberosum*)(S2) served as rootstock, and the *Capsicum*(C) genus in its role of variety or scion in a semi-domesticated (*C. frutescens*) and domesticated way (*C. annuum*, *C. pubescens*, *C. chinense* and *C. baccatum*), distributed in 16 accessions. Such evaluation covered the survival topic, phenology and histology, from which three objectives derived for each topic. Chapter one of the thesis is the theoretical framework, which discusses the basic concepts of the Solanaceae family, basic concepts of the *Solanum* and *Capsicum* genus as development and phenology, as well as the propagation techniques both sexual and asexual emphasizing the second technique to integrate the graft method in it, its advantages and disadvantages, uses, goal and the factors that affect compatibility. In addition, this chapter integrates the topic of the vegetal anatomy in an essay type of way, which explains the terms and definitions of each of the tissues that make up a plant as well as the structure of the stalk, it also includes the background on the use of grafts in modern horticulture. Chapter two, talks about the first objective of the research which is setting the survival rate of the *Capsicum-Solanum* grafts in different combinations, evaluating 7, 14, 21, 28 and 35 days after the graft (dag). The obtained survival rates of the grafts with a pattern at 35 dag fluctuated from 0 to 70%, and for the grafts with *S. tuberosum* pattern, the range was from 0 to 50%, nonetheless, in the number of surviving plants per pattern, there was a greater percentage for grafts with *S. tuberosum* pattern with 33.76% of surviving plants against the *S. cardiophyllum* pattern with 24%. It was then determined that the survival rate of *Solanum* grafts with *Capsicum* is very variable, and it depends on the combination between the pattern and the variety. Chapter three, presents the thesis' second objective, which addresses the phenological evaluation of surviving grafted plants. This evaluation consisted in the revision of grafted plants from 35 to 98 dag. The pass of plants through the different phenological stages such as growth, appearance of flower buds, flowering and fructification was tested, adding also the formation of tuber, fruits and maturation. The obtained results for the grafts with the *S. cardiophyllum* rootstock, determined that out of the 16 treatments, only 10 survived the 35 dag (S1-C5, S1-C6, S1-C8, S1-C9, S1-C12, S1-C13, S1-C16, S1-C17, S1-C18 y S1-C20), and from these 10, only four treatments complied the

whole phenological cycle at 98 dag (S1-C6, S1-C9, S1-C12, S1-C20), however only the S1-C12 y S1-C20 treatments had fruits that reached maturity and produced tuber. On the other hand, from the 16 treatments with the *S.tuberosum* rootstock, 15 survived the 35 dag (S2-C5, S2-C6, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C10, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C14 S2-C15, S2-C17, S2-C18 Y S2-C20), from which 10 treatments complied with the whole phenological cycle at 98 dag (S2-C5, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18) and all of them had tuber production, however, only eight of these made it to tuber production which reached maturity (S2-C7, S2-C8,S2-C9, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18). It was concluded that the intergeneric grafts with more success were the S2-C13 (papa blanca – chile cascabel), S2-C12 (papa blanca – chile cora), S2-C15 (papa blanca – chile amarillo) and S2-C8 (papa blanca- chile de agua) which had a similar phenology to those of the controls. Chapter four addresses the third objective, which focuses on the relationship between the survival rate and the histology of the stalks of the 16 accessions of *Capsicum* and the two *Solanum* species involved in the elaboration of grafts, with the goal of sustaining the obtained results in the two previous objectives. For this study, stalk samples were taken from the seven species previous to the grafts and cross-wise cuts were made on some of the stalks while length-wise cuts were made on the other ones. Data coming from the cross-wise cuts of *Capsicum* and *Solanum* were statistically analyzed to prove the importance of the correlation between the survival rate of the grafts at 35 dag (SI35) and the next variables: difference between pattern diameter and that of the variety (DD); difference between width of the variety cortex and the pattern (CWD) and the difference between the variety xylem width and the pattern (WXD). All the survival correlations of the grafts at 35 dag with DD, CWD and WXD, resulted insignificant ($P>0.2$), low magnitude ($r= -0.002$ a -0.371) and negative (except for one case). Observations on length-wise cuts of the grafted tissue shown important differences between the diameter of the stalk grafted with *S. tuberosum*, without affecting survival rate. In most of the surviving grafts a cellular regeneration could be seen and callous tissue in the union between stalks. It was concluded that the histological analysis allows only the partial explanation the differences in the survival rate of the grafts between *Capsicum* and *Solanum*. Finally, chapter five contains the general conclusions of the research.

Key words: *Capsicum*; Compatibility; intergeneric grafts; *Solanum*.

INTRODUCCIÓN GENERAL

La población mundial llegara a más de 9300 millones en el año 2050 (US Census Bureau 2014), por lo cual el consumo de productos agrícopecuarios, y otros productos alimenticios de uso intensivo, están poniendo cada vez más presión sobre los sistemas agrícolas para aumentar la producción y los recursos naturales (agua, suelo, aire, biodiversidad). Al mismo tiempo, la degradación de los suelos, el agua, la tierra cultivable, así como limitaciones en el abastecimiento de los recursos y por el cambio climático, representan una amenaza cada vez más grave. El creciente desajuste entre la demanda y la oferta de productos y alimentos está causando gran preocupación para garantizar los alimentos en el futuro. En 2050, gran parte del mundo experimentará un período de crecimiento que probablemente tendrá temperaturas más altas y este aumento probablemente estará acompañado por precipitaciones más variables. Los cultivos se verán afectados en diversas maneras (Dempewolf *et al.*, 2015). La agricultura es una de las actividades humanas más dependientes del clima, y como resultado es uno de los sectores donde se esperan impactos más severos del cambio climático (Hertel *et al.*, 2010).

Conociendo la problemática actual y lo que se avecina en el futuro, es conveniente implementar, aprender y practicar técnicas en la agricultura que permitan hacer uso de los recursos naturales que se tienen de una manera sostenible y así no afectar de manera significativa la evolución de las especies y/o acelerar este proceso natural.

Por ejemplo, para el cultivo de hortalizas, como defensa contra diversos problemas bióticos (enfermedades del suelo y nematodos) y abióticos (déficit hídrico, encharcamiento, temperaturas extremas, salinidad, etc.), se plantea la práctica del injerto en variedades con alto potencial productivo. El injerto incrementa la tolerancia de las plantas a los nematodos y las enfermedades del suelo, incrementa la resistencia a la sequía y mejora la absorción y eficiencia del agua y nutrientes, cuyo resultado final es un mayor vigor en la planta, favoreciendo el desarrollo de la agricultura sustentable del futuro. A la par con el déficit de agua para riego por el que atraviesa el campo, el cultivo intensivo ha propiciado la presencia de enfermedades en los suelos agrícolas agravando la situación, considerándose por ello prioritario buscar nuevas técnicas de producción en el sector agrícola. Aunado a lo anterior, las restricciones en cuanto al uso de productos como el bromuro de metilo dan un incentivo

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

al desarrollo e implementación de nuevas tecnologías que permitan al agricultor afrontar el problema de enfermedades presentes en el suelo, a saber de otras condiciones adversas, siendo el uso del injerto una técnica innovadora en nuestro país (López-Elías *et al.*,2008). Dicha técnica de injertado en hortalizas ha sido más explorada en las familias Cucurbitaceae y Solanaceae que enfrentan problemas como los mencionados anteriormente.

La técnica del injerto puede considerarse como opción para la resolución de problemas hortícolas, sin embargo es necesario conocer con anticipación la compatibilidad fenológica, anatómica e histológica de las plantas participantes en el injerto. En la mayoría de los injertos se aprovecha la resistencia y adaptación del patrón a las condiciones bióticas y abióticas del suelo. Generalmente en hortalizas la variedad que se usa como patrón pertenece a la misma especie que la variedad injertada, por lo cual se considera un injerto intragenérico e intraespecífico. Las formas silvestres y semisilvestres son altamente valoradas y usadas como patrones de injertos precisamente por su rusticidad, resistencia y adaptación al estrés biótico y abiótico del suelo. Sin embargo, los injertos intergenéricos se usan solamente en frutales, y poco se han explorado en hortalizas. La ventaja de usar injertos intergenéricos es la alta inmunidad y adaptabilidad que confiere la especie patrón a los factores bióticos y abióticos del suelo. Por ello, el objetivo de esta tesis fue estudiar la compatibilidad entre los géneros *Solanum* (papas) y *Capsicum* (chiles) con el fin de conocer el porcentaje de sobrevivencia de injertos elaborados con diferentes especies y accesiones domesticadas y semisilvestres de *Capsicum* usadas como variedad, y dos especies de *Solanum* (una domesticada y una silvestre) usadas como patrón. En el estudio también se abordó el análisis de la fenología e histología de dichos injertos y su relación con la sobrevivencia de estos. A la fecha hay un vacío de información sobre injertos intergenéricos en hortalizas por lo cual el principal propósito del presente estudio es contribuir al conocimiento básico injertos entre *Capsicum* y *Solanum*.

I. MARCO TEORICO

1.1 GENERALIDADES DE LA FAMILIA SOLANACEAE

La familia Solanaceae se encuentra entre las más grandes de las angiospermas (Martínez *et al.*, 2011). Se encuentra establecida al orden Solanales, junto con Convolvulaceae, Hydroleaceae, Montiniaceae y Sphenocleaceae. Tiene aproximadamente 96 géneros y 2,300 especies a nivel mundial (Cuevas-Arias *et al.*, 2008). Muchas especies son de enorme importancia alimenticia, como la papa o patata (*Solanum tuberosum*), los chiles, pimientos o ajíes (*Capsicum* spp.), el jitomate (*Solanum lycopersicum*), el tomate verde (*Physalis philadelphica*) y la berenjena (*Solanum melongena*), e importancia industrial como el tabaco (*Nicotiana tabacum*) (Martínez *et al.*, 2011). Asimismo, incluye especies de valor ornamental (petunias, floripondio, copa de oro y huele de noche) y medicinal (toloache y belladona) (Sierra-Muñoz *et al.*, 2015).

En México la familia encuentra un sitio importante de diversificación (Sierra-Muñoz *et al.*, 2015) por su riqueza en especies y endemismos en los géneros *Solanum*, *Physalis*, *Lycianthes* y *Cestrum*, y las especies restringidas como *Nectouxia*, *Datura*, *Tzeltalia* o *Plowmania*. (Martínez *et al.*, 2011).

Características

Se caracteriza por presentar flores hermafroditas y actinomorfas, en general pentámeras y con gran variación en tamaño; ovario súpero, esencialmente bilocular y fruto generalmente en forma de una baya o cápsula. También es notable por producir, en la mayoría de sus órganos, alcaloides tóxicos como la nicotina, la atropina y la solanina; además de ciertos esteroides conocidos como glicoalcaloides, usados como precursores de hormonas. Asimismo, incluye especies de gran importancia: alimenticia (papa, jitomate, tomate, berenjena y chile); industrial (tabaco); ornamental (petunias, floripondio, copa de oro y huele de noche) y medicinal (toloache y belladona) (Sierra-Muñoz *et al.*, 2015).

Importancia

La familia Solanaceae es reconocida mundialmente por su importancia en términos de vegetales cultivables y el amplio rango de utilidad agronómica de sus especies (Carreño *et al.*, 2007). Muchas especies son de enorme importancia económica, entre las que se incluyen las del género *Solanum* con alrededor de 1,000 especies descritas, entre ellas la papa (*Solanum tuberosum*) (Martínez *et al.*, 2011), los chiles (*Capsicum* spp.) de los que se reconocen alrededor de 35 especies (Montes-Hernández 2010), el jitomate (*Solanum lycopersicum*), el tomate verde (*Physalis philadelphica*) y el tabaco (*Nicotiana tabacum*) (Martínez *et al.*, 2011).

México es reconocido como uno de los centros de diversificación de las Solanaceas (Sierra-Muñoz *et al.*, 2015). También el país es considerado por tener gran diversidad de especies nativas, entre ellas chile (*Capsicum* spp.) que incluye más de 100 variedades (Guigón & González, 2001), y papas (*Solanum* spp.) con alrededor de 40 taxones de *Solanum* tuberosos distribuidos entre 15° y 31° de latitud norte (Luna-Cavazos *et al.*, 2007).

1.1.1 El Género *Solanum*

La familia Solanaceae es reconocida mundialmente por su importancia en contener dentro de ella vegetales cultivables y su importancia en la utilidad agronómica de sus especies, que incluyen al importante género *Solanum* (Carreño *et al.*, 2007). El género *Solanum* se encuentra entre los géneros más grandes de angiospermas, con alrededor de 1,000 especies descritas (Martínez *et al.*, 2011).

Entre las especies de *Solanum* domesticadas más reconocidas e importantes por su valor nutricional y formar parte de la canasta básica en la alimentación son *Solanum melongena* (berenjena), *Solanum lycopersicum* (tomate) y *Solanum tuberosum* (papa o patata).

Solanum melongena (berenjena): es una planta de origen asiático (India, Birmania y China). Es una planta herbácea con fruto comestible que solo puede ser consumido cuando está cocida porque contiene alcaloides termolábiles que son muy tóxicos. Estudios farmacológicos han demostrado su efecto antioxidante dado a su alta composición de flavonoides en el fruto. Es muy popular su uso etnobotánico y su uso etnomédico por

contener distintas propiedades curatorias, preventivas y dietéticas (Araméndiz *et al.*,2009; González-Lavaut, 2007).

Solanum lycopersicum (tomate): Es originario de la región central de Perú y puede cultivarse en ambientes secos y húmedos por su gran capacidad de adaptación. Evidencias históricas señalan que fue domesticado en México alrededor del año 1523, luego se distribuyó a Europa. Es uno de los productos básicos de mayor valor y producción a nivel mundial y México como uno de los principales productores de jitomate. El consumo del fruto es altamente recomendado a nivel salud por reducir el riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares y diferentes tipos de cáncer por su alto contenido de antioxidantes (Licopeno, ácido ascórbico y compuestos fenólicos) (Notario-Medellín & Sosa-Morales, 2012).

Solanum tuberosum (papa o patata): La papa es el quinto producto agrícola de mayor consumo humano a nivel mundial. El 50% del área global del cultivo de papa está localizado por encima de los 1.000 msnm. El cultivo de papa se adapta a climas fríos tropicales con temperaturas medias entre 15 y 18°C. A la papa se le atribuye la presencia de carbohidratos, proteínas, vitaminas (riboflavina, niacina, vitamina A y C, tiamina, ácido fólico) y minerales (hierro, calcio, fosforo, magnesio, zinc) (Rodríguez-Pérez, 2010).

Por otra parte las especies silvestres del género más reconocidas de México por su extensión y distribución o usos etnobotánicos son *Solanum cardiophyllum*, *Solanum corymbosum*, *Solanum ehrenbergii*, *Solanum elaeagnifolium*, *Solanum nigrescens*, *Solanum polyadenium*, *Solanum pseudocapsicum*, *Solanum rostratum*, *Solanum stenophyllidium*, *Solanum stoloniferum*, *Solanum umbellatum*, entre otras especies.

SOLANUM TUBEROSOS

La papa y sus parientes silvestres *Solanum* L. se distribuyen a lo largo del continente americano, desde el suroeste de Estados Unidos hasta Chile, Argentina y Uruguay. México y la región andina de Perú, Bolivia y el norte de Argentina son centros de diversificación de este grupo de plantas (Villa-Vázquez & Rodríguez- Contreras, 2011).

Villa-Vázquez y Rodríguez-Contreras reportaron que se cultivan cuatro especies de papa, siendo la más común mundialmente *Solanum tuberosum* y en los Andes *S. ajanhuiri* Juz. &

Bukasov, *S. curtilobum* Juz.& Bukasov y *S. juzepczukii* Bukasov. Se dice que estas especies están relacionadas con las 200 especies de papas silvestres.

También hablan sobre las especies silvestres mexicanas y su importancia en los programas de mejoramiento genético, como por ejemplo *Solanum demissum* Lindl. fue utilizada en la década de 1940 por su resistencia al tizón tardío. También han mostrado resistencia al tizón tardío *S. stoloniferum* Schltld., *S. bulbocastanum* Dunal, *S. cardiophyllum* Lindl., *S. pinnatisectum* Dunal y *S. ehrenbergii* (Bitter) Rydb. *Solanum stoloniferum* también es resistente al virus Y de la papa. De manera similar, *S. bulbocastanum* y *S. hougasii* Correll tienen resistencia al nemátodo de la papa. Es por ello que es recomendable el uso de los parientes silvestres de las plantas cultivadas por su valor en el fitomejoramiento. Por otra parte, la importancia que se le da a los tubérculos de *Solanum cardiophyllum* y *S. ehrenbergii* es por su empleo como alimento humano en el altiplano potosino-zacatecano de México.

Es originaria de la cordillera de los Andes, en el altiplano andino, y puede ser encontrada hasta los 4300 msnm. Se considera que *Solanum tuberosum* ssp *andigenum* se originó en el sur de Perú, en los límites de Bolivia a partir del complejo *Solanum brevicaulle*, y la ssp *tuberosum* en las tierras bajas de la parte central de Chile (Spooner *et al.*, 2005). En América hay unas 200 especies de papas silvestres, y en el suroeste de Estados Unidos y Centro América, generalmente se encuentran en altitudes que van de medias a altas; mientras que en Sudamérica se localizan a lo largo de los Andes desde Venezuela hasta el noroeste de Argentina y en las tierras bajas de Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay y el sureste de Brasil (Morales, 2011). México, Bolivia y el norte de Argentina se consideran centros de diversificación de las papas silvestres. La mayoría de especies crecen en los Andes, 28 de ellas se desarrollan en México, y se localizan en todos los estados, con excepción de Baja California, Campeche, Tabasco, Quintana Roo y Yucatán (Villa-Vázquez & Rodríguez- Contreras, 2011).

El proceso de domesticación es difícil de saber dónde inicio, sin embargo se puede sugerir que fue en el área altiplánica pues ahí se da la mayor cantidad de variedades de especies primitivas cultivadas y sus variedades. Se puede inferir, que la papa domesticada fue domesticada primeramente como especie diploide (*Solanum stenotomum*) en las tierras

altas del norte de Bolivia, a partir de la especie silvestre *Solanum leptothytes*. Así se difundiría hacia el Norte, llegando a Perú y después de la formación tetraploide *Solanum tuberosum* ssp. *andigenum*. Sin embargo también se ha indicado que la posibilidad de la domesticación vienen a partir de lo que llaman el complejo *Solanum brevicaule*, que después de una selección, daría origen a *Solanum stenotomum* que al mezclarse con especies desconocidas, daría lugar a *Solanum tuberosum* ssp. *andigenum*. Este proceso a su vez, por medio de introgresiones produciría el complejo ssp. *andigenum* que después de mezclarse con otras especies daría resultado final a *Solanum tuberosum* ssp. *tuberosum* (Duccio, 1993).

Características morfológicas

Son plantas dicotiledóneas herbáceas con un sistema radical fibroso, originado a partir de los primordios radicales de los brotes que emergen del tubérculo madre. Los tallos aéreos se originan directamente del tubérculo madre, y los secundarios crecen de las yemas axilares de los nudos, de los tallos principales; los estolones son tallos que se originan de las yemas axilares de los nudos de tallos principales subterráneos, que posteriormente desarrollarán los tubérculos o tallos de almacenamiento. Son de hojas son compuestas alternas e insertas a los nudos del tallo en disposición. Las flores son bisexuales en inflorescencia cimosa, corola blanca. Los frutos son bayas con numerosas semillas de importancia para la reproducción sexual de la especie (Rodríguez-Pérez, 2010).

Reproducción en *Solanum tuberosos*

Las especies tuberosas de *Solanum* pueden reproducirse de dos maneras: a) sexualmente, que no es muy común y b) asexualmente o vegetativamente por medio de tubérculos que es la forma convencional de reproducción de las papas cultivadas. Es una manera de propagación que no requiere de reproducción sexual; a partir de los tubérculos se desarrollan nuevas plantas estrictamente idénticas desde el punto de vista genético, a la planta madre. A estos tubérculos se les suele llamar “clones”. Una vez cosechados los tubérculos quedan en estado dormante o en latencia (Arce, 2002).

Fenología de Solanum tuberosos

Desarrollo de la planta

El desarrollo de una planta de papa ocurre a través de una serie de etapas fenológicas clasificadas en desarrollo de brote, establecimiento de la planta, inicio de tuberización, llenado del tubérculo y maduración de éste, y la duración de cada una depende del genotipo, de factores ambientales tales como la altitud y la temperatura, del tipo de suelo, de la disponibilidad de humedad y de la localidad. En el desarrollo del brote, los tubérculos han dejado la condición de reposo y tienen la capacidad de brotar, siempre que las condiciones ambientales sean favorables para el crecimiento (alta temperatura); el establecimiento de la planta se refiere al periodo comprendido entre la brotación y la iniciación del tubérculo, caracterizada por el crecimiento de hojas y ramas en la parte aérea, y de raíces y estolones en la parte subterránea y el inicio de tuberización, comprende a la formación del tubérculo en la punta del estolón, no obstante que su crecimiento puede ser imperceptible. En muchas variedades, el término de este evento coincide con el inicio de la floración. En el llenado del tubérculo, las células de la papa se expanden debido a la acumulación de agua, nutrientes y carbohidratos, el tubérculo llega a ser el sitio dominante en la deposición de carbohidratos y compuestos inorgánicos. Este es el periodo de crecimiento crítico para el rendimiento y calidad del tubérculo, y los factores que los afectan son la temperatura, fertilización, edad fisiológica, la distancia entre plantas, fechas de siembra, riego y manejo de plagas y enfermedades; en la madurez del tubérculo, el follaje cambia a color amarillo y es acompañado por la pérdida de hojas, ocurre una disminución en la fotosíntesis, el crecimiento del tubérculo se hace más lento y alcanza la mayor acumulación de materia seca, además de un adecuado grosor del peridermo o piel (Morales, 2011).

Desarrollo del tubérculo

Forma pequeños brotes en el extremo del estolón como consecuencia de la acumulación de reservas que se producen por el rápido desarrollo y división celular (Arce, 2002), que por lo general comienzan a diferenciarse cuatro semanas después de la siembra (Estrada-Luna, *et al.*, 2004). El tubérculo es una parte del tallo que se ha adaptado para almacenar reservas y para su reproducción. El tubérculo se forma por hinchamiento de los tallos subterráneos modificados, llamados también estolones, en los que se acumulan productos

de reserva. Además de acumular reservas, el tubérculo también es un órgano de propagación o multiplicación (Arce, 2002).

La duración del ciclo de crecimiento y desarrollo que determina el rendimiento final en el cultivo de papa, es el resultado de la amplia conformación genética de esta especie y el ambiente. La temperatura y el fotoperiodo han sido señalados como los factores ecológicos de mayor influencia en los procesos de crecimiento y desarrollo, que conllevan al rendimiento final de un determinado genotipo (Quintero *et al.*, 2009).

La composición del tubérculo fresco es: Agua (65-85%), hidratos de carbono (15-28%), proteínas (1-4%) y grasas (0.05-0.9%).

Solanum tuberosum puede contener pocos o nada de glicoalcaloides, como solanina, la cual está contenida en los tubérculos enverdecidos por la luz (Arce, 2002). Por su parte, *S. cardiophyllum* presenta niveles casi nulos de glicoalcaloides (Johns & Galindo, 1990).

Importancia y producción

La papa se considera uno de vegetales más productivos que se cultivan en el mundo, y provee la mayor fuente de nutrición e ingreso para muchas sociedades. Ocupa un lugar importante en la agricultura, economía y seguridad alimentaria, situándose en el cuarto lugar de los cultivos o alimentos que sustentan la nutrición a nivel mundial, después del maíz, el trigo y el arroz (Rodríguez, 2009). En el año 2014 China se posicionó en el primer lugar en la producción de papa con 95, 515,000 toneladas, seguido India con 46, 395,000 toneladas y Rusia con 31,501,354 toneladas. México en ese mismo año produjo 1,678,833 toneladas y estuvo en la posición 35 a nivel mundial (FAO, 2014). Sin embargo, México en el 2016 produjo 862,886 ton, principalmente en Sinaloa con 361,082 ton, Sonora con 315,959 ton y Puebla con 69,224 ton (SIAP, 2016).

***Solanum tuberosum* L.**

La papa cultivada (*Solanum tuberosum* L.) es una planta alimenticia originaria de Sudamérica, donde es posible encontrarla en gran parte de su territorio y la mayoría de los campesinos, agricultores o agrónomos han tenido algún contacto con ella. La propiedad de la planta para adaptarse a diversas condiciones de temperatura, fotoperiodo, suelos, entre

otros, y de producir desde 80 o 90 días en adelante, ha hecho que se le haya estudiado intensamente, en especial fuera de América (Montaldo, 1984).

S. tuberosum es un cultivo estratégico en la producción de alimentos a nivel mundial, por su capacidad de producir carbohidratos, proteínas de elevado valor biológico, vitaminas solubles en agua (C y complejo B) y sales minerales por unidad de superficie y tiempo; además de su gran versatilidad en cuanto a formas de consumo y su amplia adaptabilidad a condiciones agroecológicas, aspectos que sustentan la incorporación de esta planta a programas de mejoramiento genético integrales, para la búsqueda de variedades con nuevas características de adaptabilidad, tolerancia a las principales plagas, adecuado rendimiento y alta calidad para el consumo fresco o para el procesamiento (Quintero *et al.*, 2009).

Características de *Solanum tuberosum*

Hierbas perennes (aunque estas son cultivadas como anuales) de 0.40-1.4 m de alto, robustas, produciendo tubérculos. Tallos 30.0-60.0 cm largo, gruesos o débiles, erectos, alados, pubescentes o glabros, verdes a púrpura. Hojas imparipinnadas, 10.0- 25.0 cm largo, alternas; folíolos 5-9, hasta 8.0 cm de largo y 4.5 cm de ancho, enteros, agudos, ovados o cordados, cortamente peciolados, a menudo con folíolos pequeños en los peciolos, el folíolo terminal más grande; folíolos intersticiales algunas veces presentes; hojas pseudo-estipulares falcadas 1.0 cm largo. Flores en inflorescencias; pedicelos 1.0-3.5 cm largo; articulados por arriba de la mitad; cáliz hasta 0.8 cm largo, campanulado, 5-lobado, lobado en más o menos la mitad; pétalos 2.0-4.0 cm diámetro, sub-rotada a rotado-estrellada; estambres 5, filamentos hasta 0.4 cm de largo, anteras 0.3-1.0 cm largo; ovario bilocular, óvulos numerosos, estilo hasta de 1.3 cm largo, delgado, estigma capitado. Bayas carnosas, 1.0-3.0 cm diámetro, globosas, sub-globosas, cónicas u ovoides, de color verde amarillento a pardo-rojizo o púrpura, 2-locular (CONABIO).

Fenología de S. tuberosum

Características del cultivo

El cultivo de esta especie es a cielo abierto, aunque también algunas variedades se pueden llevar de manera confinada como en invernaderos los cuales deben de reunir las características de contar con puertas trampas, estar protegidos con mallas antiáfidos, ventilado para evitar altas temperaturas, este método acostumbra efectuarse en regiones

donde las variables medioambientales son muy drásticas; aunque también pueden presentar ambos métodos.

Tuberización

La tuberización es un proceso básico en la producción de papa, y particularmente crítico en áreas con periodo de crecimiento reducido; las condiciones de fotoperiodo corto (8 h) y temperatura fresca (18 °C), además de un bajo nivel de giberelinas favorecen la formación del tubérculo, ya que se activa una señal transmisible en la región subapical del estolón que inicia la división celular, la expansión y el cambio de orientación del crecimiento de las células (Morales, 2011).

Siembra y cosecha

El cultivo de papa es anual y la temporada de siembra variará dependiendo de la región donde se implante, en general abarca un período de desarrollo de entre 3-5 meses.

En México las fechas de siembra varían dependiendo de la región donde se cultive y la variedad de la misma. Durante la temporada primavera-verano se siembra entre el 15 de mayo al 15 de junio y durante la temporada de otoño-invierno se siembra del 15 de octubre al 15 de marzo. La fecha de cosecha variara dependiendo del inicio de siembra, sin embargo es común que se presente entre los 4 y 5 meses de haberse sembrado.

Periodo de latencia

El periodo de latencia en *Solanum tuberosum* es el número de días que transcurren después de haber cosechado el tubérculo de la planta pero este no tiene la capacidad de que sus yemas generen brotes. La mayor o menor duración del periodo de latencia depende de la variedad, madurez del tubérculo, condiciones del suelo y del clima durante el cultivo, condiciones en las que es almacenado el tubérculo. La latencia puede durar normalmente de 20 a 23 semanas (5 meses). Para romper la latencia se puede emplear el ácido giberélico y algunas citoquininas (Arce, 2002).

PAPAS SILVESTRES

Las papas silvestres pertenecen al género *Solanum* L. que incluyen 232 especies (Hawkes, 1990.). Las papas silvestres son nativas del suroeste de los Estados Unidos a centro-sur de Chile, con centros de diversidad de especies en el centro de México y en los Andes centrales de Perú y Bolivia (Spooner, 2013a). México tiene aproximadamente 40 taxones

de *Solanum* tuberosos siendo su mayor concentración de especies en el centro-sur del país (Hijmans & Spooner, 2001) siendo los estados con mayor diversidad de papas silvestres son Michoacán, Jalisco, Hidalgo, Oaxaca, Veracruz y Puebla (Hawkes, 1990.) (Luna-Cavazos *et al.*, 2007).

El Altiplano Potosino-Zacatecano incluyen varias especies de papa silvestre entre las que se encuentran *Solanum brachistotrichum*, *S. cardiophyllum* subesp. *cardiophyllum*, *S. cardiophyllum* subesp. *ehrenbergii*, *S. stenophyllidium*, *S. papita*, *S. polytrichon* y *S. stoloniferum*, siendo estos de importancia económica, como *S. cardiophyllum*, que es utilizada para autoconsumo y comercialización en algunos estados del centro del país (Luna-Cavazos *et al.*, 2007).

La taxonomía de las papas silvestres y cultivadas ha cambiado considerablemente en los últimos años debido a un extenso trabajo de campo y a estudios sobre morfología y genética de colecciones obtenidas de bancos de germoplasma (Spooner, 2013a).

El número de cromosomas en las especies silvestres varía desde el diploide ($2n = 2x = 24$), triploide ($2n = 2x = 36$), tetraploide ($2n = 4x = 48$), pentaploide ($2n = 5x = 60$), y hexaploide ($2n = 6x = 72$). La papa cultivada tiene todos estos niveles de ploidía, excepto el hexaploide. Las papas cultivadas pueden ser clasificadas como razas autóctonas que son variedades nativas que todavía se cultivan en América del Sur, o variedades mejoradas que se cultivan en todo el mundo. Las variedades autóctonas de papa se originaron de un grupo de especies silvestres estrechamente relacionadas en el sur de Perú y se difundieron rápidamente en dos áreas, un grupo en una amplia franja de los Andes de las tierras altas del oeste de Venezuela hacia el sur de Argentina y un segundo grupo en las tierras bajas del sur- Centro de Chile (Spooner, 2013b).

***Solanum cardiophyllum* Lindl.**

Las papas silvestres crecen desde el suroeste de los Estados Unidos de Norteamérica (38° de latitud Norte) hasta el sur de Chile (41° de latitud Sur). La mayoría de las especies crecen en los Andes, pero 28 de ellas se desarrollan en México, lo que representa 14% de las especies (Villa-Vázquez & Rodríguez- Contreras, 2011).

La distribución geográfica y ecológica de papas silvestres (*Solanum* L.) en México se encuentra en el Altiplano Potosino-Zacatecano (Zacatecas, San Luis Potosí, Guanajuato, Jalisco y Aguascalientes), que tienen importancia económica para autoconsumo, comercio

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

y fuente de germoplasma. Existe una mayor concentración de especies en el centro-sur del país (Luna-Cavazos *et al.*, 2007).

Ecológicamente, *S. cardiophyllum* se puede encontrar en campos de cultivo, aunque también en pastizales asociados con nopalera-mezquital (Hawkes, 1990). Cabe mencionar que *S. cardiophyllum* también se localiza en ambientes más húmedos y fríos del Eje Neovolcánico, lo que indica tolerancia a diferentes ambientes (Luna-Cavazos *et al.*, 2007).

Solanum cardiophyllum Lindl. es una papa silvestre y arvense frecuente en el centro, occidente y sur de México. Los tubérculos de esta especie se comercializan para el consumo humano (Villa-Vázquez & Rodríguez- Contreras, 2011). Esta especie tiene cualidades que la distinguen de otras especies de papas, tales como la resistencia a condiciones de baja humedad y un alto valor nutrimental, pues contiene 3.2% de proteína, alta riqueza en carbohidratos y vitamina C, además de una gran resistencia a patógenos como *Phytophthora infestans* y *Alternaria solani* (Alvarado, Reyes, Almanza, Sánchez, & Velázquez, 2008). *S. cardiophyllum* es diploide ($2n=24$), aunque se han encontrado ejemplares triploides ($3n=36$). Habita en suelos rocosos y secos entre 1600-2600 m sobre el nivel del mar. La especie muestra una gran variación fenotípica en las diferentes condiciones ambientales en las que crece (Arce, 2002).

Características de *Solanum cardiophyllum*

Es una planta anual, erecta o a veces ascendente o extendida, en ocasiones sub-escaposa, hasta de 60 cm de alto, glabra o bien con pocos pelos largos, formando estolones y tubérculos globosos a elipsoides, hasta de 4 cm de largo; tallo simple o ramificado; hojas pinnadas, hasta de 20 cm de largo, a menudo con algunos folíolos intersticiales, los folíolos principales anchamente ovados a lanceolados, hasta de 7 cm de largo y 6 cm de ancho, redondeados a acuminados en el ápice, enteros a sub-enteros en el margen, peciolos de 1 cm de largo, hojas pseudo-estipulares presentes; inflorescencias terminales y a veces también laterales, cimoso-paniculadas, cáliz de 2 a 3.5 mm de largo, sus lóbulos 5, anchamente ovados a triangular-ovados, obtusos en el ápice, corola color crema de 8 a 13 mm de largo, sus lóbulos lanceolados, más largos que el tubo, anteras de 4 a 5.5. mm de largo amarillas. Fruto globoso hasta de 1 cm de diámetro (Rzedowski & Rzedowski, 2005).

Conocida también como papita güera, *S. cardiophyllum* se ha consumido ampliamente en México desde tiempos antiguos. Se presenta como maleza, en los campos de maíz. Se

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

cosecha después del arado, y se vende en los mercados de la región. Antiguas fuentes locales, mencionan que en el siglo XVI, estos tubérculos llamados cimatlí en la lengua náhuatl, eran una fuente importante de alimento para los chichimecas y los pueblos aztecas de la región. Esta especie es descrita comestible y es altamente apreciada, tanto que es un enigma, ya que las culturas mesoamericanas domesticaron muchas especies, como maíz, frijol, tomate y calabaza, pero no domesticaron a cimatlí (*S. cardiophyllum*). Los componentes tóxicos de esta papa silvestre no parecen haber sido la razón. Intentos experimentales para cultivar *S. cardiophyllum* han fracasado debido a los ataques de *Alternaria tenuis* y *Phytophthora infestans* (Johns & Galindo, 1990), aunque recientemente se han reportado cultivos de papita güera en Villa Hidalgo, Jal (Villa-Vázquez & Rodríguez- Contreras, 2011).

Fenología de *S. cardiophyllum*

Cultivo de *S. cardiophyllum*

El cultivo de bajo invernadero consiste en un sistema donde los tubérculos se plantan en julio y la temporada de crecimiento se extiende hasta octubre. La cosecha de tubérculos se realiza en octubre y noviembre. Esta forma de producir papas silvestres es segura y rentable, porque permite controlar la humedad y la temperatura, y facilita el control del tizón tardío causado por *Phytophthora infestans* (Villa-Vázquez & Rodríguez- Contreras, 2011).

1.1.2 El Género *Capsicum*

El género *Capsicum*, incluye 35 especies (Yamamoto, 2013) es originario de Sudamérica. La relación de los seres humanos con el género *Capsicum* comenzó hace más de 12,000 años. Se conocen solo cinco especies domesticadas de *Capsicum* (*C. annum*, *C. frutescens*, *C. chinense*, *C. baccatum* y *C. pubescens*). México y Mesoamérica son considerados el principal centro de diversidad genética de *C. annum*, la especie domesticada más importante a nivel mundial por la superficie sembrada y los volúmenes de cosecha y consumo. Las especies de *Capsicum* fueron domesticadas de manera independiente en diferentes regiones de Sudamérica y Mesoamérica (Palacios, 2007). *C. annum* tiene la mayor variabilidad en colores, formas, tamaños y sabores. Se han reportado más de 60 tipos de chiles en México, donde también se cultivan otras especies aparte de *C. annum*, como *C. frutescens*, *C. chinense* y *C. pubescens* (SINAREFI, 2015).

Producción Nacional

Por la extensión de su cultivo y el valor económico que representa su producción, *Capsicum annuum* es la especie cultivada más importante en todo el mundo y en México se encuentra la mayor diversidad; Zacatecas, Chihuahua, Sinaloa y San Luis Potosí son los principales estados productores de chiles del país (SINAREFI, 2015).

Con una producción de 2.7 millones de toneladas, México ocupa el segundo lugar en producción de chile verde a nivel mundial, actividad en la que participan más de 12 mil productores y 144 mil hectáreas. México es líder en exportación de chile, con un comercio de 845 mil toneladas de este producto, lo que generó divisas por alrededor de 560 millones de dólares en 2014. De las 144 mil hectáreas cultivadas con chiles en el país, el 95 % son de riego, y el resto (5 %) son de temporal. Además, se destinan más de 60 mil hectáreas a la producción de chile en seco. En México se producen unas 50 variedades de chiles entre los que se encuentran habanero, jalapeño, poblano, pimiento morrón, serrano, pasilla y guajillo, cuya cosecha representa el 20.6 % de la producción nacional de hortalizas (SAGARPA, 2015).

ESPECIES DOMESTICADAS Y CULTIVADAS DE CAPSICUM

***Capsicum annuum* L.**

De todas las especies domesticadas de chile, *C. annuum* es la más ampliamente distribuida. El cultivo de chile (*C. annuum*) es uno de los cultivos más importantes en México, por su gran consumo en la población. Es el cultivo hortícola más importante desde el punto de vista socioeconómico y alimenticio en México y el mundo después del jitomate, pues registra la mayor variabilidad morfológica, ya que agrupa la mayoría de los tipos cultivados como chile “ancho”, “serrano”, “jalapeño”, “morrón”, “mirasol”, “pasilla”, “mulato”, etc. Muestra gran diversidad, la cual se manifiesta en diferente forma, color, sabor, pungencia, adaptación, etc. (Montes-Hernández 2010).

Características

Casi todos los chiles mexicanos pertenecen a *Capsicum annuum*. cuyo comportamiento es anual y en algunos casos perenne; tiene tallos erectos, herbáceos y ramificados de color verde oscuro, el sistema de raíces llega a profundidades de 0.70 a 1.20 m, y lateralmente hasta 1.20 m, la altura promedio de la planta es de 60 cm, las hojas son planas, simples y de forma ovoide alargada, las flores son perfectas (hermafroditas), formándose en las axilas

de las ramas; son de color blanco, el fruto en algunas variedades se hace curvo cuando se acerca a la madurez; para el caso de los pimientos verdes usualmente se cosechan cuando están grandes y firmes en la fase verde inmadura, también se puede permitir que maduren al color rojo, amarillo, naranja, morado u otros colores.

Fenología de C. annum

Cultivo

Su distribución y cultivo, va desde cerca del nivel del mar, hasta más de 2,500 msnm, abarcando diferentes regiones de México, razón por la cual se encuentra chile en el mercado todo el año. Es una planta sensible a las temperaturas bajas de preferencia libre de heladas. En términos generales, para esta especie el periodo del cultivo de chile requiere una temperatura media diaria de 24 °C, por debajo de 15 °C el desarrollo de la planta es muy reducido y cuando la temperatura es menor a los 8 a 10 °C las plantas detienen su desarrollo. Por otro lado, con temperaturas superiores a los 35 °C la fructificación es muy débil o nula, por problemas de polinización, sobre todo si el aire es seco. La germinación se da en un período de 9 a 12 días, entre los 20 y 30 °C. Se considera que una condición de 16 a 32 °C de temperatura, el crecimiento vegetativo y reproductivo se ve favorecido, en términos generales se considera el rango de temperaturas adecuadas para esta etapa de 21 a 30 °C, siempre evitando temperaturas inferiores a los 18 °C condición con la que se inicia la detención del crecimiento (Montes-Hernández 2010).

Capsicum chinense Jacq.

Esta especie está adaptada a regiones tropicales. Se cultiva en México, América Central, la región del Amazonas y en el sur de Brasil. En la península de Yucatán, incluyendo el estado de Tabasco, la siembra puede efectuarse en cualquier temporada del año con el riego adecuado; pero la época de lluvias (junio-septiembre) reviste especial importancia, pues las temperaturas, humedad y luminosidad presentes en esta época, favorece un mejor desarrollo de la planta (Gonzalez, Gutierrez, & Contreras, 2006).

El tipo más representativo de *C. chinense* en México es el chile "habanero", que se siembra principalmente en la zona sur del país como: Veracruz, tabasco y en la Península de Yucatán. En México no existen materiales silvestres de *C. chinense*; es posible que estos se encuentren en Perú, Ecuador y/o Brasil (Montes-Hernández 2010).

C. chinense es el de mayor pungencia o picor por su alto contenido de capsicina (200,000 a 500,000 unidades "Scoville"), por lo que es muy apreciado en el mundo. Esto lo demuestra su creciente demanda en Estados Unidos, Japón, China, Tailandia, Inglaterra, Canadá, Cuba y Panamá. Sin embargo, los únicos países exportadores son Belice y México (Aceves *et al.*, 2008).

Características

Es una planta de ciclo anual. Su potencial productivo en condiciones de riego está determinado principalmente por la clase de suelo y la temperatura media anual (Aceves *et al.*, 2008). Son arbustos pequeños de hasta 1.5 m de alto, glabros a pubescentes; dos o más flores por nudo, ocasionalmente solitarias, pendientes (raramente erectas); cáliz del fruto maduro carece de dientes y presenta una marcada constricción anular en su base; corola blanca-verdosa o verde-amarillenta (ocasionalmente blanca lechosa o púrpura); sin manchas difusas en la base de los pétalos; pétalos de la corola usualmente rectos; anteras de color violeta a azul, raramente amarillas; frutos pendientes, persistentes, de pulpa firme, de colores café rojo, amarillo naranja, amarillo limón, o crema, de varias formas; semillas de color crema a amarillo (Montes-Hernández 2010).

Fenología de C.chinense

Cultivo

El mejor desarrollo del cultivo de chile habanero se da en zonas templadas, subtropicales y tropicales. Las altitudes donde se cultiva esta hortaliza oscilan entre 0 y 2700 msnm y se desarrolla en un rango de precipitación óptima de 600 a 1250 mm. Sin embargo, estos valores varían en base a la variedad que se vaya a cultivar y la adaptabilidad que está presenta. El rango térmico para el desarrollo del chile habanero es de 17 a 29°C, con un óptimo alrededor de los 18°C, considerando a su vez que la temperaturas óptimas oscilan entre 24 y 28°C, y que las temperaturas menores de 15°C y mayores a 35°C limitan el desarrollo de este cultivo (Aceves *et al.*, 2008).

Capsicum pubescens Ruíz & Pav.

Es una especie cultivada conocida como chile manzano, perón, ciruelo o cascabel; es originaria de los andes de América del Sur. Se asocia con cultivos frutícolas (aguacate, durazno, guayaba), como fuente de sombra, ya que se desarrolla mejor bajo condiciones

de media sombra; bajo condiciones de sombra completa produce poco y enferma, y bajo condiciones de sol directo se avejenta y muere rápidamente (Muciño *et al.*, 2004).

El chile manzano es de los pocos chiles cultivados en México que no pertenece a *Capsicum annum*. Fue introducido en México a principios del siglo XX y se desarrolla bien en zonas altas y frías.

Características

C. pubescens tiene flores con un color violáceo, solitarias e inclinadas, de corola morada, semillas café a negras con dientes y hojas pubescentes. El fruto varía en coloración y tamaño de acuerdo con la variedad; puede ser cúbico, cónico o esférico; de interior hueco, está dividido en dos o cuatro costillas verticales interiores que portan las semillas, de color negro (Zúñiga & Pacheco, 2007). El grupo de flores púrpura de *C. pubescens* puede encontrarse en las tierras altas andinas, con extensiones norteñas en América Central y México y en elevaciones entre 1200 y 3000 m en lugares fríos con temperaturas de 5 a 15 °C (Montes-Hernández 2010).

***Capsicum frutescens* L.**

Capsicum frutescens es una especie comúnmente conocida como ají, pimiento picante o pimienta roja (Ogbonnaya & Muritala, 2014).

Características

Es una planta perenne, arbustos tan altos de 1 a 1.5 m de altura y 1 a 3 cm de diámetro basal del tallo (Ogbonnaya & Muritala, 2014). Flores de color blanco amarillento con anteras amarillas, violetas o azules ocurren en grupos de dos o más en los nodos. Las bayas son rojas o rojo anaranjado en la madurez, alargada con un acentuado o punta redondeada, 1.5 a 3.5 cm de largo y 0.5 a 1.2 cm grueso. La especie tiene $2n = 24$ cromosomas. Crece en suelos con buen drenaje, húmedo, condiciones y estructura suelta es lo mejor para crecimiento rápido. El pH del suelo de 4,3 a 9,7 es tolerado. Se desarrolla bien en un amplio rango de climas, desde cálidos a frescos (Bosland & Votava, 2012).

Otros usos

El color rojo es en parte debido a su contenido alto vitamina A, y la planta puede utilizarse para aliviar el dolor uterino asociada con el parto. Se ha utilizado para estimular actividades gástricas y aumentar la circulación y mejora el flujo sanguíneo; Se ha divulgado que es antioxidante, hipocolesterolémico y anti-mutagénico. Se ha utilizado para tratar el asma, neumonía, dolor de muelas, faringitis y laringitis. La raíz es un remedio para la gonorrea. Se utiliza como medicina calmante del África central y en Hawai para dolores de espalda, reumatismo y pies hinchados. Un condimento común en la dieta (Ogbonnaya & Muritala, 2014).

Fenología de C.frutescens

Cultivo

Se cultiva en América del sur y África. En México se cultiva en las regiones cálidas. Este tipo aparentemente se originó en el estado de Tabasco, México. Existen en México otras variedades comerciales de esta especie que se cultivan en los estados de Quintana Roo, Chiapas, Tabasco y Veracruz. Puede ser cultivarlo desde 0 hasta los 1,000 metros sobre el nivel del mar (msnm). Las áreas seleccionadas para este cultivo deben tener más de 1,000 milímetros de lluvia como promedio anual, o en su defecto contar con un sistema de riego. Se requiere temperaturas promedio de 22 °C. Se adapta a diferentes condiciones de suelo, pero los mejores rendimientos se obtienen en suelos profundos, sueltos y que no se encharquen. El cultivo tolera desde suelos planos hasta terrenos con pendientes donde se deberán tomar medidas de conservación (Montes-Hernández 2010).

Capsicum baccatum L.

La información sobre su distribución es sumamente antigua; crece desde el nivel del mar hasta los 1500 m de altitud. Se encuentra principalmente en Brasil, Ecuador, Perú, Bolivia y Chile y ha sido introducido a Costa Rica, Europa, Japón y la India. Las formas silvestres y semi-domesticadas de esta especie, tienen una distribución estrecha en la parte central de Perú, pasando por Bolivia, hacia el noreste de Argentina y sureste de Brasil, registrándose mayor presencia en Bolivia y sureste de Brasil (Montes-Hernández 2010).

Características

Hierbas o pequeños arbustos extendidos de 1-1.5 m de alto, principalmente glabros, algunas veces pubescentes; una flor por nudo, raramente dos o más; pedicelos erectos o pendientes en la antesis; cáliz ciatiforme con distintos dientes de 0.5-1.5 mm de largo; corola rotada, radio de 7.4-12 mm, de color crema a blanco o blanco-verdosa, con manchas amarillas a verdes difusas en la base de cada lóbulo; anteras amarillas, filamentos muy largos de 2.6-4.2 mm: frutos de color café, rojo, naranja, o amarillo limón, pendientes, muy raramente erectos, persistentes, de pulpa firme, de varias formas, normalmente alargados, muy raramente globosos; semillas de color crema a amarillo (paja) El grupo *C. baccatum* de flores blancas, es característico de hábitat relativamente secos, parece haberse originado en la región sur-central de Bolivia y regiones adyacentes. *Capsicum baccatum* var. *pendulum*. es conocido como "ají escabeche" en Perú y "asta de toro" en Bolivia (Montes-Hernández 2010).

ESPECIES SILVESTRES DE CAPSICUM

Se sabe que cuatro de los taxa silvestres del genero *Capsicum* existen en México, siendo estos *C. annum* var. *glabriusculum*, *C. frutescens*, *C. lanceolatum* y *C. rhomboideum*, además de tener importancia primordial como recursos genéticos. *C. annum* var. *glabriusculum*) tiene una distribución casi generalizada en México, el resto de las especies con una distribución restringida. (Montes-Hernández 2010).

En México, las plantas silvestres de *Capsicum* son perennes, herbáceas o trepadoras que pueden llegar a medir 4m de altura y se reproducen sólo por semilla; tienen frutos pequeños, rojos y pungentes y son dispersados por aves (Guerrero, 2015).

Capsicum lanceolatum

Su origen es de México, Guatemala y Honduras. Distribución geográfica restringida. Se ha reportado en la selva húmeda de Guatemala y el sureste de México, colectada en los estados de Chiapas, Veracruz y Oaxaca. Es un arbusto trepador que puede llegar a medir 5 m de altura. Tiene hojas pubescentes, flores son solitarias, corola blanca a blanca amarillenta. Su distribución natural es a altitudes entre 1,200 a 1,800 msnm y se registra en incluye bosques mesofilo de montaña, húmedos y con neblina, abarca regiones montañosas (Montes-Hernández 2010).

Capsicum rhomboideum

Tiene amplia distribución geográfica, desde el sur de México hasta el norte de Perú y Venezuela. Fue removida de su ubicación primaria del género *Witheringia ciliates* a *Capsicum*, pero en otra especie, *C. ciliatum*, aunque se ha demostrado tautonomía con el nombre de *C. ciliatum*, la planta fue reclasificada como *C. rhomboideum*. La planta crece rápidamente como arbusto trepador que puede llegar a medir de 0.5 a 3.5 m de altura, con muchas ramas laterales pubescentes. Las flores son pequeñas de corola amarilla. Los frutos son redondos y muy pequeños, los cuales carecen de pungencia (Montes-Hernández 2010).

Capsicum annuum var. glabriusculum

La variedad *C. annuum var. glabriusculum* es el pariente silvestre más cercano a la variedad cultivada conocida como “piquín”, “chiltepin”, “quipín”, “de monte”, “silvestre”, entre otros. Son plantas herbáceas o trepadoras, llegan a medir 4 m de altura, perennes o de vida corta, glabras o raramente pubescentes; una flor por nudo, corola de color blanco, raramente verdosa; anteras de color violeta a azul; frutos verdes con coloraciones púrpura oscuro a negro cuando están inmaduros, y rojos cuando maduros, erectos, deciduos, pequeños, globosos u ovoides, de 5-10 mm de diámetro (Montes-Hernández 2010). Se encuentra desde el sur de los Estados Unidos hasta las regiones bajas de Perú. En México se le ha encontrado prácticamente en todo el país.

1.2 TÉCNICAS DE PROPAGACIÓN EN PLANTAS

La propagación de las plantas implica el control de dos tipos de ciclos biológicos de reproducción: el sexual y el asexual. La función de cualquier técnica de propagación de plantas es conservar el genotipo específico o una combinación de genotipos que reproduzca el tipo específico de la planta que se está propagando.

En el ciclo sexual se utiliza la propagación por semilla mediante la cual se logran nuevas plantas individuales con características que reflejan la contribución genética de ambos progenitores. En este tipo de reproducción puede esperarse que se presente cierta variación entre las plantas hijas que se obtengan.

En el ciclo asexual se emplean varios métodos de propagación vegetativa como lo es propagación por embriones apomícticos, cítricos, por estolones, por hijuelos, acodado, separación (bulbos y cormos), división (tubérculos, raíces tuberosas, rizomas), por estacas, injerto y micropropagación.

En el ciclo apomíctico el embrión se origina directamente de las células de la planta madre, por un proceso vegetativo o asexual, y no se crea por medio de la unión de las células sexuales masculina y femenina (los gametos) (Hartmann & Kester, 1981).

1.2.1 Propagación sexual

Implica la unión de células sexuales masculinas y femeninas a través del proceso de la polinización-fecundación que posteriormente formara la semilla y por lo tanto la creación de individuos con nuevos genotipos. Es decir, la propagación sexual se da por medio de las semillas (Irigoyen & Cruz, 2005).

Reproducción sexual

La división celular (meiosis) que produce las células sexuales propicia la división de los cromosomas por lo que el número de cromosomas se reduce a la mitad. El número de cromosomas inicial se restablece por el proceso de la fertilización resultando nuevos individuos que contienen el material genético de ambos progenitores, del femenino y del masculino (Hartmann & Kester, 1981).

El crecimiento y desarrollo de una plántula ocurre en tres fases conducentes a la producción de flores con la formación de células sexuales para crear una nueva generación. La fase embrionaria comienza con la unión de las células masculina y femenina en la flor para formar un cigoto celular. La fase juvenil da comienzo con la germinación de la semilla y comprende el crecimiento del embrión hasta formar una planta joven. El crecimiento vegetativo consta del alargamiento y aumento de diámetro del tallo y raíz. La planta joven puede presentar un incremento en la capacidad de regeneración, característica valiosa para algunas técnicas de propagación. En la fase adulta, la planta entra en la etapa de la reproducción por semilla, alcanza su tamaño final y desarrolla flores en respuesta a señales del medio ambiente y su estado interno fisiológico u hormonal (Hartmann & Kester, 1981).

1.2.2 Propagación asexual

La propagación asexual o vegetativa se define como la multiplicación de una planta a partir de células, tejido, órgano (raíces, tallos, ramas, hojas). Esto es posible, debido a que las células vegetales conservan la capacidad de regenerar la estructura entera de la planta; esta capacidad se debe a la totipotencia, es decir, que cada célula vegetal viviente contiene en su núcleo, la información genética necesaria para reconstituir todas las partes de la planta y sus funciones, a través de reproducción somática basada exclusivamente en mitosis; y la desdiferenciación o capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (Gárate, 2010).

Hay varios métodos de propagación (Rojas-González *et al.*, 2004), y entre los más importantes están los siguientes:

1. Método por estaca: consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación de la parte aérea, hasta obtener una nueva planta.
2. Por injerto: consiste en conectar dos pedazos de tejido de dos plantas vivientes que al unirse formaran una nueva planta funcional.
3. Por acodo: en el cual se provoca la formación de raíces adventicias a un tallo que está todavía adherido a la planta madre. Luego, el tallo enraizado se separa para convertirlo en una nueva planta que tiene sus propias raíces.

La técnica de injerto

La técnica de elaboración de injertos nació en Asia, para superar los problemas asociados con el cultivo intensivo usando tierra cultivable limitada. Esta tecnología fue introducida en Europa y otros países a finales del siglo XX. Más tarde, el injerto fue introducido en América del Norte desde Europa, y actualmente es de gran interés para los invernaderos y los productores orgánicos (Kubota *et al.*, 2008).

La técnica de injertación consta de dos diferentes individuos, uno arraigado a la tierra que recibe y nutre al otro que es un fragmento de otro vegetal. El injerto es un fenómeno artificial por el cual se logra una vegetación mixta de dos individuos de distinta planta donde, ninguno altera su naturaleza (Boutelou, 2007) es decir, es una asociación entre dos plantas distintas, unidas de tal modo que puedan continuar su desarrollo posterior como una única planta. Para ello se escoge una variedad procedente de una planta y se introduce en otra (patrón), con el fin de que establezcan una unión permanente.

La función de cada una de las partes que conforman la planta injertada, es la siguiente:

Patrón o portainjerto: es la planta que recibe el injerto. Aporta al conjunto sus raíces y tiene importancia por servir de anclaje al sustrato y darle mayor o menor vigor. Se encarga de una función fundamental: la de suministrar los nutrientes necesarios para la vida de la planta. Representa la mitad de la planta (Medina & Perdomo, 2013).

El patrón debe ser sano, fuerte y vigoroso. Tener una estructura que facilite la operación del injerto, también, debe tener compatibilidad con la especie o variedad que se le va a injertar, empezando por la uniformidad en sus diámetros.

Variedad o injerto: es un trozo de tallo o una yema que se fija al patrón para que se desarrolle y produzca la variedad deseada. Es la parte del conjunto que crecerá formando la estructura aérea de la planta: hojas, flores y frutos (Medina & Perdomo, 2013).

Tipos de injerto

Hay varios tipos de injertos que se usan dependiendo de la capacidad de unión, del tamaño y diámetro de la planta. En el caso de hortalizas cuyos diámetros de tallo son más reducidos y herbáceos, se recomiendan las siguientes técnicas (Miles, *et al.*, 2013):

Injerto de Púa: También conocido como injerto apical o injerto de cuña (Figura 1). Técnica: cortar el tallo del patrón horizontalmente para retirar la parte superior de la planta y colocar la parte aérea de la variedad. Se hace un corte vertical de 0.5 cm en el centro del tallo patrón. Cortar el tallo del retoño en cuña de 0.5 cm e insertarlo en el tallo patrón. Se coloca el clip de plástico alrededor de la unión del injerto para sostenerlo firmemente.

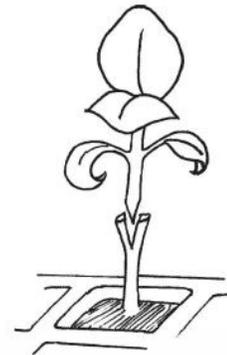


Figura 1. Injerto de púa. (Miles *et al.*, 2013)

Injerto Lateral: También conocido como injerto de legueta o de lado a lado (Figura 2). Técnica: corte de 45° incisiones en ambos tallos (injerto y patrón), aproximadamente $\frac{3}{4}$ a través del retoño, para crear “lenguas”. Unir las lenguas de modo que las superficies cortadas están en contacto. La envoltura de tallos debe realizarse con fuerza alrededor de la unión del injerto para evitar la pérdida de humedad. Después de 5 días comienzan a cortar la parte superior y el patrón, de manera que los dos están completamente separados dentro de los siguientes tres días.

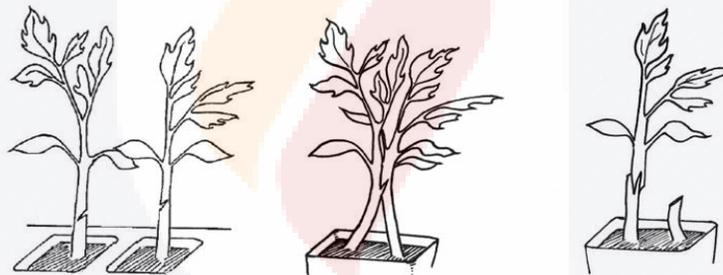


Figura 2. Injerto lateral (Miles *et al.*, 2013)

Injerto de empalme: También conocido como injerto superior, injerto de tubo, y también injerto de corte sesgado (Figura 3). Esta es la técnica más utilizada en Solanáceas. Técnica: cortar el patrón y el injerto en ángulos de 45° que conjuntan y amarrar con la pinza o clip.

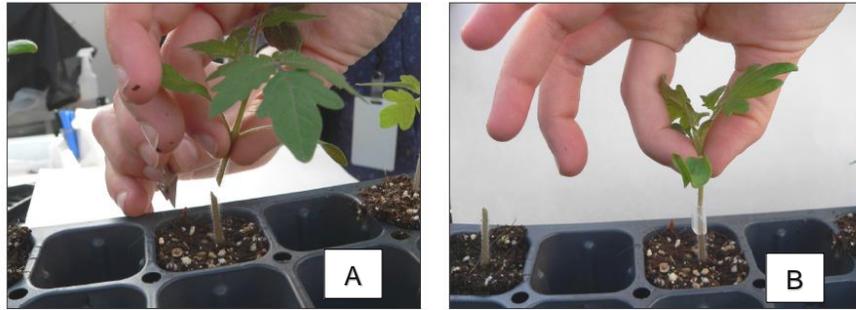


Figura 3. Injerto de empalme en plantas de tomate. Corte de tallo de tomate en un ángulo de 45° (A) y el uso de un clip para fijar la variedad al rizoma del patrón (B) (Miles *et.al.*, 2013).

Las ventajas y desventajas de cada tipo de injerto se resumen en la Tabla 1.

Tabla 1. Ventajas y desventajas de los diferentes tipos de injertos

Tipo	Ventajas	Desventajas
Injerto de púa	La hendidura (vertical) mantiene el retoño o púa más estrechamente que el injerto de empalme, amarrándolo con cinta o clip.	Esta técnica requiere más tiempo que el injerto de empalme. El tallo patrón puede dividirse si la cuña es demasiado gruesa.
Injerto lateral	Esta técnica tiene una tasa alta de éxito. Es menos estresante para la planta de otras técnicas de injerto, ya que el retoño es capaz de absorber agua a través de su sistema de raíces durante el proceso de curación. No se requiere la alta humedad para curar los injertos, así que una cámara de curación, no es necesario, aunque si está recomendada. Se puede usar material de planta más grande y los tallos pueden tener diámetros ligeramente diferentes.	El patrón y la variedad deben ser trasplantados juntos en un recipiente más grande en el momento del injerto, que requiere más espacio. Esta técnica es más lenta y un poco más difícil que el injerto de empalme o hendidura. El injerto y patrón pueden confundirse y deben ser etiquetados si se ven similares a fin de que el injerto no termine con la variedad portainjerto en la parte superior.
Injerto de empalme	Técnica fácil de aprender, y una forma rápida para injertar grandes cantidades de plantas.	Se requieren clips, pinzas o cintas de injerto para mantener el injerto y patrón en estrecho contacto.

(Fuente: Miles *et al.*, 2013)

Usos del injerto

Se han dado varios usos a la técnica de injertación, entre los cuales se le ha aprovechado en hortalizas para proporcionar resistencia a plagas y patógenos del suelo, para aumentar la tolerancia al estrés abiótico, para mejorar el aprovechamiento del agua, o la absorción de nutrientes, y para mejorar el vigor de la variedad o vástago. Es por ello que se le ha dado interés mundial por injertar hortalizas (Gisbert, Prohens, Raigon, Stommel, & Nuez, 2011). El injerto contribuye a la agricultura sostenible cuando se combina con prácticas amigables, como la eliminación o aplicaciones reducidas de fumigantes al suelo (Kubota *et al.*, 2008).

El injerto es una técnica poco contaminante, admisible para producción integrada o cultivo ecológico. El injerto es una técnica alternativa al empleo del bromuro de metilo. La prohibición del bromuro de metilo por su efecto destructivo sobre la capa de ozono ha posicionado al injerto como una técnica alternativa a la desinfección/fumigación para sanitizar el suelo. Hasta ahora, el injerto ha crecido ininterrumpidamente, y ha dado resultados muy positivos y satisfactorios en producción. A pesar de los avances en la tecnología de injertos (patrones, métodos, materiales, maquinas), aún es necesario seguir investigando para identificar portainjertos más vigorosos y más económicos, o con mayor afinidad. (De Miguel *et al.*, 2007).

Finalidad del injerto

La finalidad principal del injerto según De Miguel *et al.*, (2007), es cultivar una planta con el sistema radicular de otra. Esto se hace habitualmente como método de prevención de enfermedades radiculares, evitando el contacto de una planta sensible con el suelo, agua o restos del cultivo anterior infestados. La variedad a cultivar se injerta sobre una planta resistente de otra variedad, otra especie u otro género de la misma familia. En estas condiciones, el portainjerto resistente permanece sano y asegura, a partir del suelo, una nutrición normal y protección de la variedad injertada. En la mayoría de los casos, se deja el sistema radicular del portainjertos y la parte aérea de la variedad. Una de las finalidades más importantes del injerto, aun en suelo previsiblemente no infectado, es la de conseguir mayor producción o un ciclo más largo, debido al vigor que confiere el patrón a la planta/variedad injertada.

También se injerta, a veces, con el fin de cultivar en época de bajas temperaturas en el suelo. Algunos patrones son capaces de reducir el estrés iónico y mejorar la tolerancia a salinidad y mejorar la tolerancia a encharcamientos.

Eventualmente el injerto podría servir para alterar, en algún sentido determinado, las características cualitativas de una especie.

Proceso de unión del injerto

En el injerto completo, las dos partes se comportan como una unidad, no solo para el flujo del agua, sino para el envío de señales químicas por el sistema vascular, y la coordinación entre la raíz y la parte aérea.

De Miguel *et al.* (2007) dicen que el desarrollo de un injerto compatible comprende tres procesos: cohesión del patrón y la variedad; proliferación del callo en la unión, y diferenciación vascular entre ambas partes.

La cohesión: Se produce como resultado de la separación y subsiguiente polimerización de materiales de las membranas celulares, debido a las heridas inducidas al injertar. El “cemento” secretado en las uniones, a la vez que proporciona soporte mecánico, establece una vía continua para el flujo de agua a través del injerto que permite la recuperación y evita la marchitez de la variedad injertada durante las primeras 18 horas después de la operación. Esta primera fase de cohesión no requiere un reconocimiento entre las partes, puesto que el vegetal puede unirse también a un objeto inerte.

La proliferación del callo: es una respuesta común a las heridas que se producen, incluso en injertos incompatibles. No se requiere por lo tanto un reconocimiento entre las partes. Comienza con el corte de los haces vasculares, mientras que en la cavidad medular se forma una capa aislante. En los injertos herbáceos los diferentes tejidos heridos pueden participar en la formación de callo.

La diferenciación vascular: es el episodio final y es propio de los injertos compatibles. Esta diferenciación vascular se produce entre los vasos del patrón y de la variedad, probablemente en respuesta a las auxinas liberadas de los vasos celulares lesionados. Los elementos vasculares se diferencian directamente del parénquima, o más generalmente de

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

las células del callo, 3-5 días después de la operación. En injertos entre la misma especie, a los 5 días se forman uniones entre los elementos vasculares de xilema y floema de ambas plantas. Entre especies de la misma familia, dichas uniones se forman a los 7 días. El cambium lesionado comienza a formar elementos de xilema y floema secundarios, en combinaciones de la misma especie, a los 7 y 10 días del injerto. El aumento gradual de la unión es evidente desde el día 5 y 6, correspondiente a la aparición de los puentes entre los xilemas de ambas plantas.

Para la diferenciación vascular no es necesario un contacto directo entre las partes, sino que se produce también cuando el patrón y la variedad están separados por una membrana porosa que permite el flujo de sustancias entre ellas.

La unión se completa cuando se han establecido varias conexiones de xilema y floema a través del injerto, lo cual se produce normalmente en un periodo de una a tres semanas. La respuesta de las células del callo situadas en la periferia de la unión depende de la humedad relativa (HR). Con alta HR el callo permanece intacto y capaz de soldar el injerto, mientras que en el ambiente más seco las células externas forman una capa suberizada que previene la desecación de las células interiores. Con temperatura menor de 20°C la producción de callo es lenta y a menos de 15°C es nula. El óptimo de temperatura para la producción de callo es de 24° a 27°C (De Miguel *et al.*, 2007).

El transporte de asimilados en los injertos compatibles empieza a los 5-7 días del injerto. En injertos incompatibles comienza hasta los 10 días, y el transporte es mucho menor. La aparición de asimilados en el patrón se inicia cuando se han formado los primeros vasos conductores de savia entre las dos plantas. El aumento de vasos conductores corresponde con un incremento en el transporte de asimilados a través del floema. Antes de los tres días del injerto, solo una pequeña parte de sacarosa pasa a través de la unión debido a la difusión a través del callo. Mientras que en los entrenudos de ambas plantas el principal asimilado es sacarosa, en la unión son más abundantes glucosa y fructuosa.

Cuando se injertan plantas de distintas especies, aparecen nuevas proteínas en los exudados de la variedad a los 9-11 días después del injerto, cuando ya se han formado puentes de unión entre las dos plantas. Estas proteínas corresponden exactamente a las

del patrón y se translocan a través del floema. La dirección de transmisión depende de la combinación patrón-variedad. Mientras que en algunas combinaciones no permiten el intercambio, en otras combinaciones algunas plantas se comportan como donantes y otras como receptores.

En las uniones poco compatibles, a las cuatro semanas el paso a través del injerto disminuye, y en las completamente incompatibles hay una falta total de regeneración vascular entre patrón y variedad, y la translocación de sacarosa a través del injerto es muy escasa. La fuerza de la unión evoluciona en tres fases: entre los días 1 y 4, esta fuerza aumenta lentamente; en los días 4 y 8 lo hace rápidamente, y del día 8 al 11 a veces vuelve a crecer más lentamente. El fortalecimiento de la unión se retrasa al desviar las partes de su posición habitual, o dejar que alguna de ellas se marchite ligeramente. También supone un retraso en la unión, las diferencias genéticas entre las dos partes del injerto. Finalmente, la fuerza de unión entre ambas partes no es un indicador confiable de compatibilidad (De Miguel *et al.*, 2007).

Factores que influyen en la unión

De Miguel *et al.* (2007) mencionan algunos de los factores que facilitan el proceso de unión, entre los más importantes son los siguientes:

Temperatura: Tiene un marcado efecto sobre la formación del tejido de callo. Se obtienen buenos resultados cuando las mínimas no bajan de 15°C ni las máximas exceden los 33°C.

Humedad: Los tejidos cortados para la unión del injerto, deben mantenerse bajo condiciones de humedad elevada, pues en caso contrario las probabilidades de una buena unión son reducidas. Las partes expuestas a baja humedad se suberizan, impidiendo la unión.

Una alta humedad relativa (HR) y baja luminosidad dificultan la marchitez de los brotes sin raíz. La tasa de supervivencia y calidad del injerto mejoran cuando la HR se mantiene entre 80-90%. Si la HR baja del 70%, la supervivencia y calidad del injerto disminuyen, al igual que con la alta intensidad luminosa. Sin embargo, si la humedad relativa es excesiva (alrededor del 97%) el flujo del aire puede ser conveniente. El movimiento del aire baja la temperatura de la hoja y disminuye la transpiración, acelerando la unión del injerto, sin que las plantas lleguen a marchitarse.

Superficie de contacto: Un contacto eficaz depende del número y disposición de los haces conductores de las dos plantas que se injertan, sobre todo en las zonas de corte que entran en contacto. En todos los casos la perfecta alineación del injerto es muy importante. Si se pone en contacto solo una pequeña parte de los tejidos del patrón y la variedad, la unión es deficiente. Aunque haya buena cicatrización y comience el crecimiento de la variedad, cuando ésta alcance un desarrollo importante, una escasa y deficiente superficie de contacto impide el transporte de agua suficiente y se produce el colapso de la planta injertada.

Otro factor que puede dificultar la unión del injerto es la contaminación por patógenos. En condiciones poco asépticas, las bacterias y hongos Fitopatógenos entran por las heridas producidas al injertar y causan la infección y pérdida del injerto.

Empleo de fitoreguladores

No se utilizan habitualmente fitoreguladores para facilitar la unión entre las dos plantas. En condiciones normales, la unión se efectúa sin mayores problemas. Sin embargo, en experimentos con injertos de plantas “*in vitro*” se han utilizado hormonas exógenas como el ácido indolacético (IAA) y la Zeatina para inducir la formación y número de haces vasculares y facilitar la unión entre las dos plantas. En este caso, el éxito del injerto depende de la clase y concentración de hormona utilizada.

Afinidad y compatibilidad en injertos

La afinidad o compatibilidad se refiere a la cualidad que permite la unión o “prendimiento” de tejidos injertados y constituir un solo individuo. La afinidad y compatibilidad ocurren cuando existe tolerancia entre los tejidos de dos plantas injertadas. Rojas- González *et al.*, (2004) clasifican la afinidad en tres tipos o categorías:

Afinidades celulares: Se presenta cuando los protoplasmas se asocian adecuadamente en una soldadura perfecta; la afinidad celular depende de la dimensión de los vasos y la constitución de las células.

Afinidades fisiológicas: Se da en dos vías, la primera con relación al potencial de succión en la cual cada vegetal se caracteriza por un estado de equilibrio entre la potencia de absorción de las raíces y la succión de las ramas. En el segundo caso, se da por la composición de la savia, ya que ciertos patrones no aceptan sustancias elaboradas por el

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

injerto. Otras condiciones a tener en cuenta son la polaridad del injerto, la cual debe ser respetada (extremidad distal y proximal); también el patrón e injerto deben tener similar vigor (ligeramente más débil para el patrón, lo cual da mejores resultados). Finalmente debe haber similitud en la consistencia de los dos tejidos a unir (herbáceo, semi leñosa).

Afinidades botánicas: Una regla general es que los injertos son más exitosos conforme más relación botánica exista entre el patrón y la variedad. Como regla general, los vegetales injertados deben ser de la misma familia botánica, y la afinidad es mejor entre los vegetales de la misma especie que entre dos vegetales del mismo género pero diferentes especies.

En injertos, la unión y continuidad de los vasos del xilema es una de las formas más confiables para estimar compatibilidad entre injerto/portainjerto o variedad/patrón, y conocer así los posibles problemas que pudieran ocurrir en el desarrollo de plantas injertadas. Se considera que las características anatómicas de los tallos en la unión del injerto son muy importantes para conocer el grado de compatibilidad vegetativa, la capacidad de transporte de agua, la tasa de desarrollo y la capacidad de producción de las plantas en la relación injerto/ portainjerto (Sory-Toure *et al.*, 2010).

También, desde hace tiempo se ha admitido que la compatibilidad del injerto está determinada por un sistema de reconocimiento. La disolución de las membranas celulares y subsiguiente contacto de jugos celulares de las dos partes, hace que las proteínas liberadas se combinen para formar “un complejo con actividad catalítica”, que inicia un desarrollo de procesos que culminan en un injerto perfecto. En cualquier caso, los factores implicados en el reconocimiento de la compatibilidad son constituyentes normales de los tejidos internodales de las plantas que se han de injertar. Son componentes de las paredes celulares y se desprenden como resultado del contacto entre patrón y variedad. Estos factores no pueden ser transferidos a través de un injerto intermedio, lo cual permite un injerto compatible entre dos especies poco afines, siempre y cuando haya otra con buena compatibilidad con las dos especies. Las pectinas internodales de una especie reducen la capacidad de formar conexiones vasculares en injertos de otra especie consigo misma (De Miguel *et al.*, 2007).

La compatibilidad también puede explicarse sin un sistema de reconocimiento celular. Como se ha dicho anteriormente, la herida del injerto provoca la proliferación del callo. El destino de sus células depende de la señal que reciban de sus proximidades. Las que están próximas a haces vasculares reciben un flujo de auxinas que producen una diferenciación de haces entre las partes. En la zona alejada de los haces vasculares, las células del callo no reciben flujo de auxinas, y no se diferencian en vasos. La incompatibilidad no se debe a que no se hayan formado sustancias que promuevan la formación de la unión, sino a que estas sustancias están inhibidas por la presencia de toxinas. Estas toxinas hacen a las células del callo incapaces de responder a los morfógenos que promueven un injerto perfecto y, por lo tanto, no se produce una diferenciación vascular, sino el agotamiento, desecación y muerte de la variedad. Los injertos de plantas genéticamente más cercanas son generalmente más compatibles, puesto que hay una similitud bioquímica y, por lo tanto, las sustancias elaboradas por una de ellas no son tóxicas para la otra (De Miguel *et al.*, 2007).

Incompatibilidad de injertos

La incompatibilidad de injertos se refiere a la incapacidad de unir la variedad a injertar con el patrón, y a la falta de un crecimiento sano de la planta injertada. Aunque la tasa de supervivencia de los injertos tras el proceso de curación se puede utilizar para evaluar la incompatibilidad, las evaluaciones de campo a menudo son necesarias para la selección de los patrones con buena compatibilidad. Las variedades más aptas como patrones son previamente seleccionadas para evitar el problema de incompatibilidad; sin embargo, en la práctica, las combinaciones variedad injertada-patrón aún tienen que ser probadas o experimentadas antes de ser incorporadas a la producción comercial (Ozores-Hampton *et al.*, 2014).

La diferencia entre injerto compatible e incompatible no está bien definida. Desde especies que tienen una relación estrecha y se unen con facilidad, hasta otras no relacionadas entre sí, incapaces de unirse, hay un suceso intermedio en las plantas donde forman una soldadura, pero con el tiempo muestran deficiencias en la unión, o en su hábito de crecimiento. No hay regla para predecir el resultado de un injerto, aunque en términos generales, cuanta más afinidad botánica haya entre las plantas, más probabilidad de éxito tiene el injerto (De Miguel *et al.*, 2007).

La incompatibilidad puede manifestarse de diversas maneras: engrosamiento exagerado o hipertrofia del rodete cicatrizal, abultamiento de la zona inmediatamente superior al injerto, enrollamiento y amarillamiento de las hojas, y muerte prematura de las plantas injertadas. También puede expresarse en falta de brote del injerto, que supone la muerte del vegetal injertado, el bajo porcentaje de éxito (menos del 75%), aparición del callo de cicatrización sin el posterior desarrollo del mismo; trastornos fisiológicos, considerable disminución del rendimiento, mala calidad de la fruta, e incluso el colapso de las plantas (Ozores-Hampton *et al.*, 2014; Rojas-González *et al.*, 2004). La incompatibilidad se puede presentar en diferentes estados de desarrollo de la nueva planta formada durante el proceso de injertación (Rojas-González *et al.*, 2004).

1.3 FENOLOGÍA

La fenología comprende el estudio de los fenómenos biológicos vinculados a ciertos ritmos periódicos o fases y la relación con el clima de la localidad donde ocurre. En su ciclo ontogénico, los vegetales experimentan cambios visibles que están en estrecha relación con el genotipo, el clima (temperatura, luz, fotoperiodo), la disponibilidad de agua y las condiciones biológicas (virus, patógenos, etc.). El resultado del complejo de interacciones, ocasiona amplias respuestas de los diferentes cultivos y variedades (Mundarain, Coa, & Cañizares, 2005). Se trata de una disciplina fundamentalmente descriptiva y de observación, que requiere método y precisión en el trabajo de campo (Cara, 2006).

Eventos fenológicos como la brotación, la floración, la fructificación e incluso la senescencia, responden directamente a cambios macro y microclimáticos, siendo las variables de temperatura, fotoperiodo, radiación solar, humedad relativa y precipitación las responsables (junto con la genética) de los cambios de estados fenológicos en las plantas. Dentro de las variables más influyentes se encuentran la temperatura, el fotoperiodo y la precipitación. El efecto de la temperatura y el fotoperiodo han sido ampliamente estudiados en las regiones templadas, donde los cambios estacionales generan cambios drásticos durante el año; por el contrario, las regiones tropicales, cerca del Ecuador, no presentan cambios estacionales y la temperatura está más bien determinada por la altitud, siendo relativamente constante en el transcurso del año, al igual que la radiación solar, cuyas variaciones dependen más del cambio en la nubosidad. En condiciones tropicales, la

inducción de la floración se presenta por el estrés hídrico, ocasionado por la ausencia de precipitaciones, o por el retiro del riego (Flórez *et al.*, 2012).

Fases fenológicas

Una fase fenológica viene a ser el período durante el cual aparecen, se transforman o desaparecen los órganos de las plantas. También puede entenderse como el tiempo de una manifestación biológica. La mayoría de estas fases son visibles en casi todas las plantas, sin embargo existen algunas plantas que poseen ciertas fases invisibles, tal es el caso de la higuera, cuya fase de floración es invisible; la sandía es otro ejemplo, en la cual la fase de maduración no es notoria (Yzarra & López, 2001).

Etapas fenológica

Una etapa fenológica está delimitada por dos fases fenológicas sucesivas. Dentro de ciertas etapas se presentan períodos críticos, que son el intervalo breve durante el cual la planta presenta la máxima sensibilidad a determinado evento meteorológico, de manera que las oscilaciones en los valores de éste evento se reflejan en el rendimiento del cultivo. Estos periodos críticos se presentan generalmente poco antes, o después de las fases, y pueden ocurrir durante dos o tres semanas. El comienzo y fin de las fases y etapas sirven como medio para juzgar la rapidez del desarrollo de las plantas (Yzarra & López, 2001).

1.3.1 Fenología de *Solanum tuberosos* y *Capsicum*

En secciones anteriores se abordó el tema de la fenología y desarrollo de las especies de las que trata esta investigación, siendo *Solanum* en formas tuberosas y *Capsicum* en sus cinco formas de chiles domesticados, tratándose en esta sección una forma generalizada del desarrollo de ambas especies.

Desarrollo de Solanum tuberosos

Las plantas de papa se establecen sembrando semilla tubérculo a partir de los cuales crecen de uno a varios brotes. En el estado de brotación, los carbohidratos almacenados en los tubérculos son la principal fuente para el crecimiento de tallos aéreos. Paralelamente al crecimiento de los brotes, en el desarrollo de partes vegetativas sucede la formación de las hojas iniciándose desde primordios foliares hasta el desarrollo de hojas completas.

Cuando ya está establecida la planta inician los procesos fisiológicos de síntesis, translocación y acumulación de materia seca en los órganos de la planta. Durante el desarrollo de las partes vegetativas, los estolones empiezan a almacenar el almidón en un abultamiento ubicado entre el octavo y el duodécimo entrenudo desde el ápice del estolón. Los puntos de crecimiento de los tubérculos están arreglados en filotaxis espiral y de estos se originan. En el estado de síntesis de los tubérculos, la distribución de fotoasimilados desde las hojas fotosintéticas asegura la formación de estos. Cuando el llenado de tubérculos ha finalizado, se empiezan a presentar poco a poco cambios a nivel bioquímico y anatómico, incluyendo el desarrollo de la peridermis. Durante el almacenamiento, después de la cosecha, los tubérculos tienen un periodo de dormancia; solamente unas semanas después se restaura el crecimiento de los brotes, cuando la dormancia ha finalizado. El porcentaje y el modelo de crecimiento de yemas están determinados por la duración y la temperatura de almacenamiento. Al final del ciclo ocurre la floración de las plantas y la reproducción sexual, que conducen a la formación de semillas viables. Cuando el cultivo de papa alcanza la madurez fisiológica empieza la senescencia, es decir, los órganos de la planta empiezan adquirir una apariencia seca y descolorida, siendo esto un indicativo de pérdida de clorofila, RNA y proteínas (Tabla 2) (Figura 4) (Rodríguez-Pérez, 2010).

Tabla 2. Estadíos principales de desarrollo de la planta de papa *S. tuberosum* L.

Estadio principal	Descripción
Germinación/Brotación	Inicio de la formación de brotes, tallos y raíces. Formación y desarrollo de los estolones. Los tallos traspasan la superficie del suelo.
Desarrollo de las hojas	Las hojas adquieren más de 4 cm ² de área foliar.
Formación de brotes laterales	Formación de brotes basales laterales visibles.
Crecimiento longitudinal (Brotes principales)	Comprende de comienzo a finalización de la cobertura del cultivo. Las plantas se tocan entre hileras.
Desarrollo de las partes vegetativas cosechables	Comienzo de la formación y llenado de tubérculos, alcanzando la máxima masa final total. La peridermis madura.
Aparición del órgano floral	Formación de las inflorescencias de la planta.
Floración	Flores en antesis, floración plena del cultivo y fin de la floración.
Formación del fruto	Formación de bayas.
Maduración de frutos y semillas	Desarrollo y maduración de bayas y semillas.
Senescencia	Amarillamiento de hojas, posteriormente se tornan de color marrón. Hojas y tallos muertos, blanquecinos y secos. Momento para la cosecha.

Fuente: (Rodríguez-Pérez, 2010)

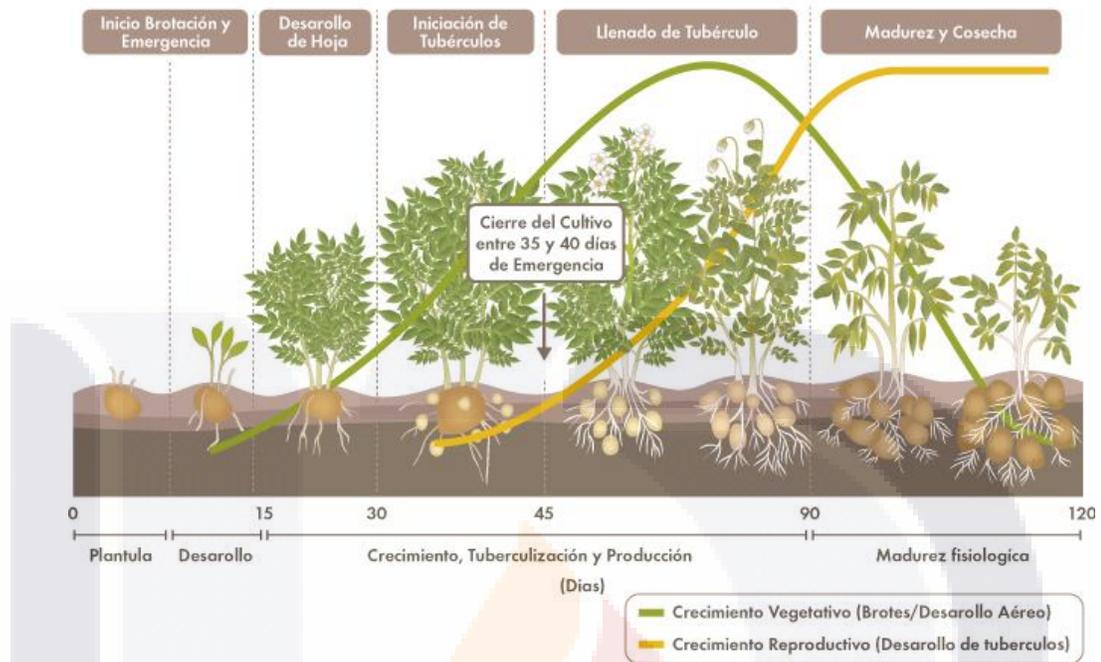


Figura 4. Fases fenológicas de *S. tuberosum*

Desarrollo de Capsicum

El desarrollo de las plantas de *Capsicum* spp. según el manual de la United States Department of Agriculture (USDA, 2003) determinó que la duración de las etapas fenológicas se basa en el periodo que transcurre entre del origen de las plantas (siembra directa o trasplante); también menciona tres grandes etapas: 1) 50 % desde la siembra hasta el aclareo, 2) 75 % del aclareo o trasplante a amarre de fruto y 3) 100 % del amarre de fruto a la cosecha o fin de ésta.

La aparición de la radícula es el evento que evidencia la germinación de la semilla, etapa que es determinada por varios factores como lo son la temperatura, agua, oxígeno y presencia de luz; el estado de plántula comprende el periodo desde la emergencia y alargamiento del hipocótilo hasta la caída de los cotiledones. El estado de plántula queda delimitado entre los 35 y 40 días después de la siembra, después de este periodo puede ser trasplantada (Mundarain *et al.*, 2005). La emergencia varía y tiene mayor concentración entre 9 y 13 días. El periodo de floración oscila entre 70 y 93 días, con mayor ocurrencia al

inicio de ese periodo. La maduración de frutos sucede a los 85 días en las variedades más precoces y a los 107 días en las más tardías (Figura 5) (Moreno *et al.*, 2011).

La acumulación de unidades calor durante las diferentes etapas de desarrollo de *Capsicum* spp. muestra diferencia entre tipos de chile, diferencia marcada dependiendo del grado de domesticación, lo que un desarrollo más en chiles silvestres, sin embargo para los tipos no hay diferencia significativa. También, dependiendo del grado de precisión en la definición de las etapas de desarrollo, se pueden usar las unidades calor, una vez definidas para cada variante y el ambiente en donde se evaluarán, aunque destacan que es poco práctico manejar muchas fases fenológicas asociadas a diversas etapas de desarrollo de la planta, por lo que se pueden tomar diferentes estados fenológicos en fases concretas, como inicio de floración, maduración y senescencia de los frutos (Moreno *et al.*, 2011).

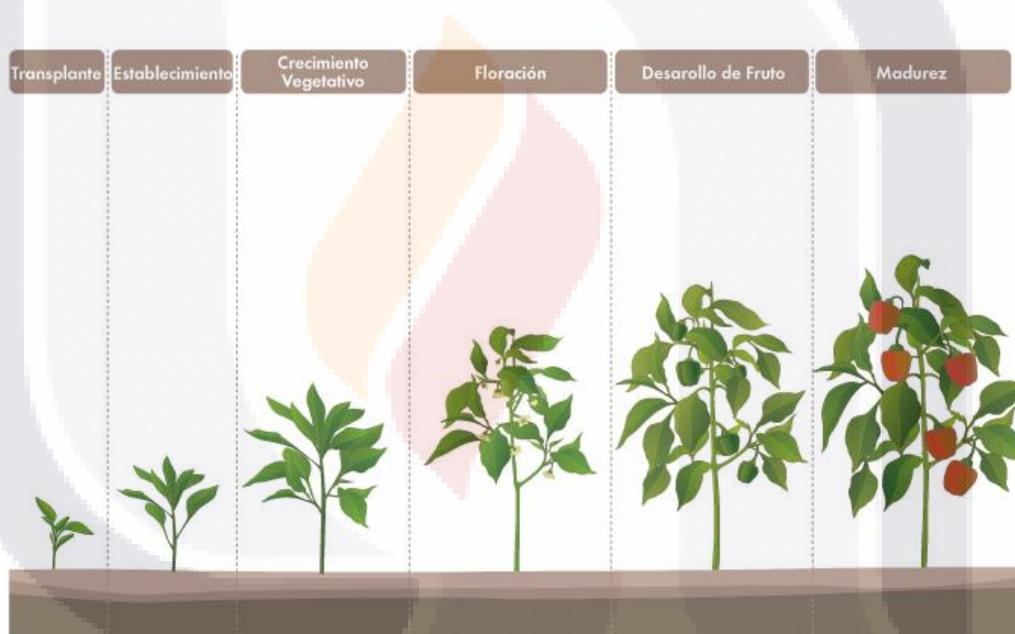


Figura 5. Fases fenológicas de *Capsicum* spp.

1.4 ANATOMIA VEGETAL

La anatomía vegetal describe los órganos y tejidos de una planta, da nombre a los diferentes tipos de tejidos así como a las diferentes células que conforman dichos tejidos dependiendo de su forma, estructura y función para entender de una manera integrada los procesos fisiológicos, mecanismos de adaptación, alteraciones estructurales que pudieran sufrir las plantas, los procesos ontogénicos y por último establecer relaciones de parentesco a nivel familia, género y especie.

Las plantas están conformadas por tres tipos de tejidos, siendo estos el tejido dérmico (epidermis), tejido fundamental (parénquima, colénquima y esclerénquima) y tejido vascular (xilema y floema), contando cada uno de los con diferentes tipos de células, funciones y características.

A continuación se describe la anatomía de las plantas del grupo de las angiospermas según los autores Esau (1976) y Azcárraga *et al.*, (2010), quienes abordaron de manera precisa la anatomía vegetal, sintetizando en el presente estudio las descripciones y definiciones en este documento a manera de revisión o compilación de éstos autores.

1.4.1 Los Meristemos

Los tejidos perpetuamente jóvenes que se encargan primariamente del crecimiento de la planta, son los meristemos. Son tejidos vivos que intervienen en el proceso de formación de nuevas células por división. Estos están relacionados con el crecimiento, aumento de masa, tamaño o ambos.

Hay una clasificación de estos tejidos dependiendo de la localización donde se encuentran siendo estos los meristemos apicales localizados en los ápices de los brotes y raíces y laterales dispuestos paralelamente a los lados del órgano donde se presentan. El cambium vascular y el cambium suberoso son meristemos laterales. Los meristemos intercalares se sitúan entre regiones de tejidos más o menos diferenciadas. Los meristemos intercalares se reúnen a menudo con los meristemos laterales y apicales, basándose en su posición (Esau, 1976).

Meristemos primarios

En los meristemos primarios se reconocen regiones con diferentes grados de diferenciación: a) el promeristemo que consta de células iniciales apicales y las células más próximas que derivan de ellas y b) la zona meristemática donde hay grupos de células que han sufrido cierto grado de diferenciación, en esa área se pueden distinguir los siguientes tres tipos de meristemos:

1. Protodermis: la capa más externa de células de la cual se origina el tejido epidérmico.
2. Procambium: también llamado tejido provascular, se identifica como líneas de células alargadas que conectan al tejido vascular maduro; de este meristemo se forman los tejidos vasculares primarios (xilema y floema primarios).
3. Meristemo fundamental: se localiza entre la protodermis y el procambium; de él se derivan los tejidos fundamentales: parénquima, colénquima y esclerénquima (Azcárraga *et al.*, 2010).

Meristemos secundarios

El crecimiento en grosor de tallos, ramas, raíces y a veces de los peciolo y nervadura de las hojas, se llama crecimiento secundario; los tejidos originados se llaman tejidos secundarios que en su conjunto, forman el cuerpo secundario de las plantas; estos tejidos se desarrollan a partir de los meristemos secundarios que son el cambium vascular y el cambium suberoso o felógeno (Azcárraga *et al.*, 2010).

1.4.2 Tejido Dérmico

Epidermis

Es la capa de células más externa del cuerpo primario de la planta que se encuentra en contacto directo con el medio ambiente. Este sistema superficial de células varía en composición, función, y origen, por consiguiente, no es posible una definición específica. La epidermis del brote se origina a partir de la capa de células más externa del meristemo apical, denominado dermatógeno. El término protodermis se aplica a la epidermis fundamental y se emplea para designar a la epidermis indiferenciada. La duración de la epidermis es variable, en las formas herbáceas permanece durante toda la vida de la planta,

en las arborescentes, suele ser remplazada por la peridermis en tallos y raíces (Azcárraga *et al.*, 2010; Esau, 1976).

1.4.3 Tejido fundamental

Parénquima

Son un grupo de células vivas similares en cuanto a estructura y función; este tejido puede estar representado por células dispersas o por un conjunto de células homogéneas que forman un tejido básico de células fisiológicamente activas en la síntesis, transporte o almacén de productos metabólicos. Sus células retienen la capacidad de división celular y rediferenciación en otros tejidos. Sus células son similares morfológicamente a las de los tejidos meristemáticos.

Presenta varios orígenes: en el cuerpo primario de la planta se puede desarrollar a partir de meristemo fundamental, de procambium y, en ocasiones, a partir de protodermis; mientras que en el cuerpo secundario se origina del cambium vascular y cambium suberoso o felógeno.

Algunas de sus células que realizan la fotosíntesis presentan altos contenidos de cloroplastos y menor proporción de amiloplastos. Tienen funciones de reserva o transporte constituyen el parénquima esponjoso, así como el parénquima asociado a tejidos vasculares, presentan grandes vacuolas que suelen almacenar carbohidratos, sustancias nitrogenadas, amidas, proteínas, gránulos de aleurona, azúcares entre otros.

El parénquima se ubica en todos los órganos de la planta constituyendo parte importante de la masa corporal, formando tejidos básicos o asociados con los elementos conductores del xilema y floema. En raíces y tallos de consistencia herbácea, o que inician su crecimiento secundario, el parénquima esponjoso constituye el córtex y la medula, quienes llevan a cabo la función de almacenamiento y difusión. Algunos tallos de consistencia herbácea o semileñosa, en la periferia presentan parénquima con presencia de cloroplastos, denominado clorénquima.

Es un tejido dinámico en la planta que interviene en diversas funciones como fotosíntesis, difusión de gases, reserva de nutrientes, producción y reserva de sustancias ergásticas que

son utilizadas en algunas especies como mecanismos de defensa, cicatrización de heridas o regeneración de tejidos.

Colénquima

Es un tejido compuesto por células con protoplasto vivo y activo, constituyendo con el esclerénquima los tejidos mecánicos de sostén de la planta. Ambos, desde el punto de vista funcional, se designan como estroma.

El colénquima se desarrolla a partir de células de procambium, o de células más o menos isodiamétricas del meristemo fundamental.

Consta de células vivas que, en general, tienen paredes desigualmente engrosadas. La pared celular es de naturaleza primaria, no lignificada, flexible y brillante. El colénquima puede lignificarse y las paredes de sus células pueden engrosar convirtiéndose en esclerénquima. Asimismo, las paredes pueden adelgazarse y, como consecuencia, estas células pueden ser de nuevo meristemáticas y dividirse, originando nuevos tejidos, que ocurre cuando el felógeno se desarrolla a partir de colénquima. Se puede presentar en tallos, hojas, partes florales, frutos y raíces; en las últimas se desarrolla principalmente cuando son expuestas a la luz. Se forma normalmente bajo la epidermis, pero en algunos casos puede haber una o dos capas de células parenquimáticas entre el colénquima y la epidermis.

Se distinguen tres tipos de colénquima de acuerdo a la forma de engrosamiento de su pared celular:

1. Angular: el engrosamiento de su pared celular es longitudinal y en los ángulos de las células. En sección transversal, estos engrosamientos se ven situados en los puntos en que se encuentran tres o más células.
2. Lagunar: los engrosamientos de las paredes se encuentran situados en aquellas partes que dan a espacios intercelulares.
3. Anular: se origina cuando el colénquima angular engrosa continuamente la pared y el lumen celular, visto en sección transversal, adopta una forma circular, no obstante, el colénquima anular no se considera un tipo adicional.

El colénquima desempeña una función mecánica en órganos jóvenes en desarrollo y maduros de plantas herbáceas y leñosas.

Esclerénquima

Es un tejido formado por células de paredes gruesas, secundarias, duras, elásticas, lignificadas o no, que proporcionan resistencia a los órganos de la planta frente a tensores, pesos y presiones, de forma que las células de otros tejidos no sufran daño alguno. Su principal función es mecánica y, en ocasiones, de protección. Las células del esclerénquima tienen propiedades elásticas, contrario a las del colénquima con propiedades plásticas.

Las células del esclerénquima pueden diferir en forma, estructura, origen y desarrollo. Existen muchas formas transicionales dentro de sus células. Comúnmente consta de fibras y esclereidas: las fibras se definen normalmente como células largas y las esclereidas como células cortas; no obstante, la definición es restringida ya que existen esclereidas muy largas y fibras relativamente cortas.

El esclerénquima generalmente presenta células no vivas con paredes lignificadas incapaces de crecimiento y división celular en su madurez. Se pueden diferenciar a partir de la protodermis, del meristemo fundamental o de procambium, en el cuerpo primario de la planta.

En general sus células se clasifican en esclereidas y fibras. Las esclereidas son células más cortas e isodiamétricas. Se encuentran aisladas en grupos, a veces asociadas al xilema y floema. Las esclereidas presentan punteaduras muy estrechas, con aberturas redondeadas y generalmente más numerosas que las fibras. Están ampliamente distribuidas en diversos grupos de angiospermas aunque son menos comunes en monocotiledóneas. Puede presentarse en raíces, tallos, hojas, frutos y semillas, ya sea como elementos solitarios, paquetes, capas o columnas. Pueden aparecer como masas celulares duras dentro de tejidos blandos parenquimáticos. Se pueden encontrar branquiesclereidas en el floema, la medula, el córtex y la corteza de tallos.

Las fibras son normalmente células largas y estrechas con extremos aguzados y a veces ramificados, la longitud es muy variable. Se clasifican de acuerdo a su origen, en dos

grupos: fibras xilares y fibras extraxilares. Se encuentran en raíces, tallos, hojas y frutos, asociadas a diversos tejidos, en especial al tejido vascular. La distribución de las fibras responde a las presiones que soporta el cuerpo de la planta, sumando la fuerza de compresión y el peso de la misma, el tallo está sujeto a la tensión del doblamiento.

1.4.4 Tejido vascular

Xilema

El xilema forma parte del tejido vascular de las plantas fanerógamas. Su función principal es el transporte de agua y solutos orgánicos e inorgánicos desde la raíz hacia los demás órganos, también es participe del soporte en la planta y almacén de alimentos. En el cuerpo primario de las plantas se diferencia a partir del tejido meristemático llamado procambium y se le conoce entonces como xilema primario. En muchas plantas, una vez que se termina el crecimiento primario, se desarrollan tejidos secundarios que originan el aumento en grosor, principalmente de tallos y raíces; estos tejidos son el xilema y el floema secundarios, ambos derivados de la actividad del tejido meristemático llamado cambium vascular.

El xilema está conformado por los elementos traqueales que son células conductoras, de las que se reconocen dos tipos *traqueidas* y *elementos miembros de los vasos* y su función es el transporte de agua y solutos. La característica más distintiva de estas células es la presencia en sus paredes laterales de punteaduras que pueden ser simples o rebordeadas para facilitar la conducción lateral y brindar soporte. Los elementos traqueales son células no vivas. Las traqueidas son células que se presentan en gimnospermas y plantas vasculares primitivas y con menor frecuencia en Angiospermas. Los elementos miembros del vaso son células características de las angiospermas, tienen sus extremos perforados y a veces también sus paredes laterales, lo que las hace ser más eficientes en la conducción del agua a diferencia de las traqueidas.

Varios elementos de los vasos unidos al nivel de sus paredes terminales forman un tubo o columna continua de células llamado tráquea o vaso. Un vaso puede consistir de dos, cientos o hasta de miles de elementos del vaso. Las funciones principales de estas células son la conducción o lujo de agua, frenan la entrada de aire desde conductos adyacentes llenos de gas a los conductos adyacentes funcionales llenos de agua; e impide el colapso de la pared bajo la presión negativa significativa de la corriente de transpiración.

También en el xilema se encuentran células parenquimáticas que están implicadas en diversas actividades metabólicas, translocación de varias sustancias y almacén de alimentos, particularmente de almidón y grasas.

Y por último las fibras, siendo su principal función la de proporcionar sostén al cuerpo de la planta, y algunas veces sirven también de almacén. Se reconocen dos tipos de fibras de xilema, las *fibrotraqueidas* y las *fibras libriformes*.

Floema

Está constituido por diferentes tipos de células. Al floema se le otorga como función principal el transporte de alimentos, pero también se le atribuye el transporte de sustancias, entre ellas azúcares, aminoácidos, micronutrientes, lípidos, hormonas, estímulos florales y numerosas proteínas y RNA's. El floema juega un papel importante en la comunicación entre órganos y la coordinación de procesos de crecimiento dentro de la planta. Se clasifica en floema primario y secundario, con base a tiempo de aparición en relación al desarrollo de un órgano o de la planta como un todo. El floema primario se deriva del procambium y se diferencia en el cuerpo primario de la planta. En especies de crecimiento secundario se desarrolla el floema secundario a partir del cambium vascular.

El floema está generalmente en tallos y raíces al exterior del xilema, ó es abaxial en hojas, en especies de las familias Apocynaceae, Asclepiadaceae, Convolvulaceae, Cucurbitaceae, Myrtaceae, Solanaceae y Asteraceae. El floema que se encuentra en el lado externo del xilema es conocido como floema externo y el interno, como floema interno o intraxilar.

Está conformado por los elementos cribosos que son células que transportan los fotosintetizados, de ellas se distinguen dos tipos: *los segmentos o miembros del tubo criboso* y las *células cribosas*. Las células tienen perforaciones en su pared celular llamadas cribas. La pared celular de los elementos cribosos suele ser solo primaria y está constituida principalmente por celulosa.

Los elementos cribosos se clasifican en dos tipos: Los segmentos elementos o miembros del tubo criboso que son células adaptadas para el movimiento más eficiente de solutos orgánicos en proporciones altas. Las células cribosas no presentan placas cribosas ni

proteína P, suelen presentar extremos agudos o paredes terminales oblicuas. Son elementos encontrados en gimnospermas y plantas vasculares inferiores. Las células parenquimáticas especializadas pueden ser de dos tipos, las células anexas o células acompañantes y las células albumíferas o células de Strasburger.

También se pueden encontrar en el floema, fibras, esclereidas y en ocasiones laticíferos, canales resiníferos y varios idioplastos. Las células anejas y albumíferas se observan acompañado a cada miembro de un tubo criboso de las células anejas, también denominadas células anexas o acompañantes. Son elementos parenquimáticos, variables en tamaño.

Xilema y Floema primarios

En tallos herbáceos el xilema y el floema se encuentran estrechamente asociados y generalmente están organizados en columnas llamadas haces vasculares, separados por tejido parenquimático, llamado parénquima interfascicular. En dicotiledóneas se presentan haces vasculares abiertos, donde comúnmente algunas células de procambium permanecen indiferenciadas entre el xilema y el floema primarios y después funcionan como cambium vascular originando xilema y floema secundarios.

Dependiendo de la posición en la que se encuentren acomodados el xilema y floema dentro del haz vascular se clasifican en diferentes tipos que son: *haz vascular colateral*, donde el floema se encuentra situado hacia el córtex, y el xilema hacia la medula; *haz vascular bicolateral* donde el floema está situado tanto en el lado externo como en el interno del xilema y *haz vascular concéntrico*, ya sea que el xilema o el floema están completamente rodeados uno del otro.

El xilema primario está conformado por elementos traqueales (traqueidas y/o elementos de los vasos), fibras y parénquima. En relación a su desarrollo consiste de la primera parte formada, el protoxilema, y la última parte formada, el metaxilema. En plantas que no tienen crecimiento secundario, el metaxilema permanece funcional en los órganos de la planta madura.

Xilema y Floema secundarios

Todas las plantas gimnospermas y angiospermas leñosas desarrollan meristemas laterales, el cambium vascular y el cambium suberoso, que les permiten incrementar continuamente el grosor de sus tallos y raíces, es decir, presentan un crecimiento secundario. El cambium vascular es un meristemo bifacial que produce internamente un cilindro de xilema secundario (leño o madera).

El xilema secundario constituye la madera, básicamente está formado por los mismos elementos celulares que le xilema primario, pero la presencia, distribución y el tamaño de estos varían entre los diferentes grupos vegetales.

Transporte de fitohormonas

Algunas fitohormonas que son transportadas vía **floema** son por ejemplo la *sistemina* que es secretada por células dañadas, es trasladada hacia las hojas no dañadas para activar la defensa química contra herbívoros. La auxina ácido-3-indolacético (AIA), sintetizada en las células meristemáticas de ápices de tallos y raíces, es transportada hacia otras partes de la planta. Las *giberelinas*, sintetizadas en las partes aéreas pueden ser transportadas a través de la planta. Tiene efectos dramáticos en la elongación de los tallos y hojas estimulando la división y elongación celular, son esenciales para la germinación en muchas especies de plantas. El *Ácido abscísico* que es sintetizado en casi todas las células que contienen amiloplastos o cloroplastos, es transportado vía floema y xilema.

Entre las fitohormonas que son transportadas vía **xilema** están las *citocininas*, sintetizadas por las células meristemáticas de raíces; estas se distribuyen desde ahí hacia las partes aéreas y promueven la división celular. El transporte de *auxinas* también se presenta en la región del cambium vascular en vegetales que presentan crecimiento secundario.

1.4.5 El tallo

El tallo de una planta típica proporciona soporte mecánico, sostiene y eleva las hojas con el fin de favorecer la fotosíntesis. Las flores y los frutos se producen en posiciones que facilitan la polinización de las flores y la dispersión o la diseminación de las semillas. Además funcionan como un conducto para el desplazamiento del agua y los nutrientes

minerales desde las raíces hacia las demás partes de la planta, así como la transferencia de alimentos, hormonas, y otros metabolitos de unas partes del tallo a otras. Los tallos de las plantas herbáceas perennes y de los árboles proporcionan anualmente nuevos tejidos vivos para el metabolismo normal de las plantas. Así, las funciones principales de los tallos son soporte, conducción y producción de nuevos tejidos vivos, pero también son comunes las funciones de fotosíntesis y almacenamiento.

Los tallos crecen longitudinalmente y los nuevos tejidos vivos se agregan a las puntas de los retoños; algunos aumentan de diámetro agregando nuevos tejidos vivos a su circunferencia. El primer crecimiento es el de longitud y es el crecimiento primario. El crecimiento en grosor que sigue al crecimiento primario, es el crecimiento secundario; el cual no solo produce un soporte mecánico adicional sino que además produce cada año nuevas células jóvenes activas para la conducción. Esto en gimnospermas y angiospermas leñosas.

Crecimiento primario

Los meristemas apicales dan origen a los meristemas primarios: la protodermis, el meristemo fundamental y el procambium. Tales meristemas primarios a su vez dan lugar a tejidos adultos de crecimiento primario como la epidermis, al tejido fundamental y a los tejidos vasculares primarios respectivamente. El meristemo apical del tallo además de incorporar células al cuerpo primario de la planta, interviene en la formación de primordios foliares y primordios de las yemas que dan lugar a las ramas laterales.

En la estructura primaria se consideran tres sistemas de tejidos: dérmico, fundamental y vascular. El tejido dérmico o epidermis se diferencia a partir de la capa superficial de células del meristemo apical, el tejido fundamental deriva del meristemo llamado fundamental; y los tejidos vasculares primarios se originan por diferenciación, a partir del procambium.

La organización de la estructura primaria en tallos de dicotiledóneas herbáceas, los tejidos vasculares primarios forman una especie de cilindro de haces separados entre sí por el tejido fundamental; el cual separa los haces vasculares maduros, es continuo con la corteza y la medula, y recibe el nombre de parénquima interfascicular, que significa entre haces; a estas regiones interfasciculares se les llama radios medulares.

En dicotiledóneas, lo más común es que los haces formen un cilindro entre la medula y el córtex. Comúnmente, algunas células procambiales permanecen entre el xilema y floema primarios, por lo que el procambium tiene potencialidad para el desarrollo del crecimiento secundario y pueden ser referidas como haz abierto. El cilindro vascular de las dicotiledóneas está formado por un conjunto de haces vasculares separados por parénquima interfascicular entre ellos, o pueden ser un cilindro casi continuo en aquellas especies que pueden desarrollar algo de crecimiento secundario.

En el tallo, xilema y floema se presentan sobre el mismo radio, siendo normalmente el floema externo al xilema. En cucurbitáceas y solanáceas el floema se encuentra a ambos lados del xilema el haz, se llama biclateral. Se dice que estas familias poseen floema interno.

Crecimiento secundario

En plantas herbáceas, como en la mayoría de las monocotiledóneas y algunas dicotiledóneas, el crecimiento del cuerpo vegetal cesa con la maduración de los tejidos primarios.

Muchas plantas herbáceas, presentan muy poco crecimiento secundario, el ciclo de vida es anual o de estación. Al principio de la estación de crecimiento se reactiva la actividad meristemática tanto apical como lateral. Los meristemos laterales añaden tejidos secundarios a las partes viejas de la planta.

Por su duración las plantas se clasifican en anuales, bienales y perennes. Las plantas anuales completan su ciclo de vida desde plántula a semilla en un año o menos. Las bienales, para que formen semillas, se necesitan dos estaciones. Las perennes son plantas cuyas estructuras vegetativas viven muchos años. Las herbáceas perennes pasan la estación desfavorable como bulbos, rizomas, tubérculos o raíces aletargados bajo tierra. En las plantas leñosas que comprenden a las lianas, arbustos y árboles, las partes aéreas sobreviven pero normalmente detiene su crecimiento durante la estación desfavorable.

1.4.6 Procesamiento Histológico de tejidos vegetales

Todas las plantas están formadas por los tejidos dérmico, fundamental y vascular, sin embargo, la manera cómo están organizadas sus células dentro de cada uno es variable, haciendo que las diferencias estructurales entre las plantas sean notables y, por lo tanto los métodos histológicos para procesarlas son variados. Además de las técnicas relacionadas con el procesamiento de los tejidos vegetales, se deben considerar las técnicas de microscopia y registro de grafico como herramientas indispensables en los estudios anatómicos (Sandoval, 2005).

Las técnicas para el estudio de un determinado tejido o estructura dependen de la naturaleza de los mismos. En el siguiente esquema (Figura 6) se presentan solo algunas de las técnicas básicas para el procesamiento, observación y registro del material vegetal como pueden ser hojas, tallos, raíces y sus respectivas modificaciones:

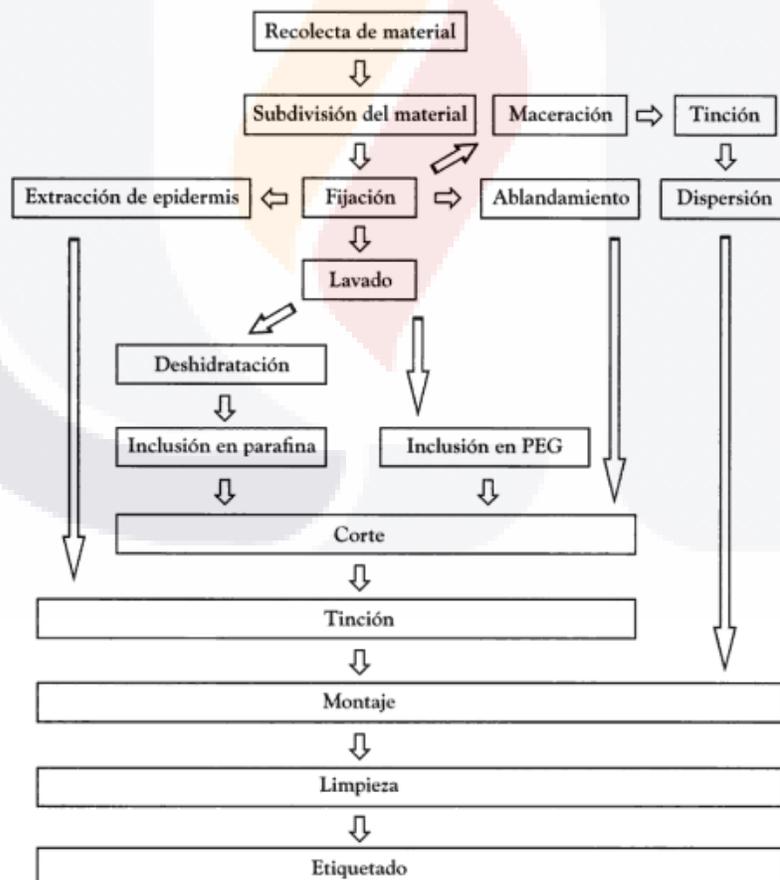


Figura 6 Esquema general del proceso histológico vegetal. Fuente (Sandoval, 2005).

1.5 ANTECEDENTES SOBRE EL TEMA DE INJERTOS INTERGENERICOS

El método del injerto en plántulas herbáceas u hortalizas inició en Asia Oriental alrededor de la década de 1920 por la cuestión de problemas relacionados con el cultivo intensivo. Los primeros injertos que se hicieron fueron hechos en plantas de la familia Cucurbitaceae siendo estos autoinjertos, luego se pasó a hacer injertos interespecíficos entre *Citrullus lanatus* con *Cucurbita moschata* para la resolución de enfermedades y plagas. Poco a poco fue tomando auge siendo difundido entre los agricultores mediante programas de investigación en estaciones experimentales en Japón y luego en Corea. Los primeros registros de plantas injertadas de la familia Solanaceae fueron de injertos hechos en *Solanum melongena* (berenjena) injertada sobre *Solanum integrifolium* (Berenjena escaflata) (Kubota *et al.*, 2008).

El injerto en hortalizas fue tomando importancia convirtiéndose en una herramienta crucial para prevenir y superar las enfermedades transmitidas por el suelo y plagas, haciéndose notar su considerable uso en la década de 1990 en Japón, donde se injertaban con mayor frecuencia las hortalizas sandía, pepino, tomate y berenjena con salida al mercado. Esta tecnología logró obtener resistencia a las enfermedades transmitidas por el suelo y los nemátodos, aumentó el rendimiento y la calidad de la planta y del fruto y mejoró la fisiología de las plantas haciéndolas más adaptables a ambientes hostiles. En consecuencia, muchos países de Europa, Oriente Medio, África del Norte, Centroamérica y otras partes de Asia adoptaron la tecnología del injerto.

Esta tecnología fue recientemente adoptada en América para los años noventa, siendo relativamente una técnica nueva y eficiente que poco a poco ha ido tomando importancia en México.

A continuación se presenta una revisión de investigaciones sobre el uso del injerto como una alternativa para el manejo de enfermedades y del estrés abiótico, así como para el mejoramiento de la calidad del fruto.

Trabajos realizados

Miguel *et al.*, (2004) probaron nueve portainjertos de la familia Cucurbitaceae entre los que integraban las especies *Cucurbita. maxima* x *Cucurbita. moschata* (variedades Shintoza, Brava, H-90 y Tetsukabuto), *C. moschata* (variedades Jover, Bodi 1 y Bodi 2), *C. lanatus* (variedad C 9124) y *L. siceraria* (variedad Kiosey) durante ocho años para determinar cuál de esos portainjertos le brindaba mayor resistencia y mejores características a los frutos de la sandía *Citrullus lanatus* que es una planta susceptible a problemas de suelo ocasionados por *Fusarium*. Usaron como control a plantas sin ser injertadas. Los parámetros que midieron fueron la supervivencia y el rendimiento o calidad de la fruta. Obtuvieron mejores resultados de sobrevivencia y de calidad de fruto en las plantas injertadas que en los controles. Determinaron que el porcentaje de sobrevivencia estaba estrechamente relacionado con la calidad del fruto, es decir, que los porcentajes de sobrevivencia altos en las combinaciones, mostraron también mejor calidad en los frutos. Se obtuvieron los mejores resultados con el uso del portainjerto *C. maxima* x *C. moschata* var. Shintoza al obtener un 93% de sobrevivencia y mejor rendimiento, talla y sólidos solubles totales del endocarpio central en los frutos.

Gisbert *et al.*, (2011) injertaron *Solanum melongena* en tres híbridos interespecíficos de berenjena en busca de un mejor portainjerto para mejorar la calidad del fruto; los portainjertos fueron *Solanum torvum*, *Solanum macrocarpon*, *Solanum incanum*x*Solanum melongena* y *S. melongena* x *Solanum aethiopicum* y como controles autoinjerto y planta sin injertar. Esto fue con el fin de determinar que patrón le brindaría mayor resistencia a los suelos infestados de nematodos principalmente *Meloidogyne incognita* y que *Solanum melongena* es susceptible a estos ataques. Las variables que midieron fueron los efectos del injerto sobre el rendimiento de la berenjena y la calidad y composición del fruto. Determinaron que los híbridos *Solanum incanum*x*Solanum melongena* y *S. melongenaxSolanum aethiopicum* son compatibles con *S. melongena* al tener un 100% de sobrevivencia en los injertos y con el resto de los tratamientos un 0% en la sobrevivencia de los injertos. El portainjerto que mayor vigor le brindó al vástago o variedad fue *Solanum incanum* x *Solanum melongena* atribuyéndole al fruto rendimiento y maduración precoz. Sin embargo, quien le confiriera al fruto mayor calidad a la fruta fue con el portainjerto *S. melongenaxSolanum aethiopicum*.

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

Huang *et al.*, (2009) injertaron pepino *Cucumis sativus* en *Cucurbita ficifolia* y *Lagenaria siceraria*. El objetivo del trabajo fue determinar con cuál de estos dos patrones le brindaba a *C. sativus* más resistencia a los excesos de sal en suelo y con ello aumentar el rendimiento y calidad del fruto. También, usaron como controles a plantas sin injertar y autoinjertadas. Las variables que midieron fueron el rendimiento de frutos, el contenido relativo de agua en las hojas, la calidad de los frutos y la composición mineral de las plantas de pepino. Determinaron que los portainjertos no tuvieron efectos significativos en el contenido relativo de agua en hojas. Se obtuvieron mayor número de frutos en las plantas injertadas en ambos portainjertos un rendimiento de frutos comercializable y una calidad del fruto mejorada aún bajo el estrés de salinidad en suelo en comparación con las plantas autoinjertadas.

Mohan *et al.*, (2014) injertaron tomate (*Solanum lycopersicum*) en cuatro diferentes variedades de berenjena (*Solanum melongena*) con el fin de determinar cuál patrón le brindaba mayor resistencia a las inundaciones. Los parámetros que se midieron fueron el intercambio de gases, la tasa de fotosíntesis, la conductancia estomática y la concentración interna de CO₂. Los resultados obtenidos mostraron que las plantas injertadas en *S. melongena* mostraron mayor sobrevivencia, una mejor adaptación fisiológica y un rendimiento de fruto mejorado a diferencia de las plantas autoinjertadas. Dos de las cuatro variedades de berenjena fueron los mejores candidatos de portainjertos al mostrarse más eficientes en los atributos anteriormente mencionados comparados con los autoinjertos y las plantas sin injertar.

Ives *et al.*, (2012) injertaron *Capsicum chinense* en tres distintas solanáceas, *Solanum melongena*, *Solanum lycopersicum* y *Solanum nigrum*. Los controles que se usaron fueron plantas autoinjertadas y planas sin injertar. El objetivo de haber hecho los injertos intergenéricos fue para evaluar su compatibilidad y así determinar cuál de estos tres patrones le brindaría a *C. chinense* mayor tolerancia a altos grados de salinidad en el suelo. La compatibilidad se determinó mediante la regeneración de haces vasculares a través de la interfase del injerto y los parámetros de crecimiento vegetativo. Midieron la sobrevivencia cada siete días por 28 días, obteniendo como resultados que el mayor porcentaje de sobrevivencia fue de *Capsicum chinense* con *Solanum melongena* al obtener un 100% de sobrevivencia, seguido del autoinjerto con un 81.6%, luego *C. chinense* en *S. lycopersicum*

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

con 68.8% y por último el portainjerto menos efectivo fue *S.nigrum* por haber tenido un 16% de sobrevivencia. Se determinó que hubo regeneración vascular en el área de injertado solo en los injertos con patrón *S.melongena*, también se observó en los injertos con los patrones restantes una capa necrótica en la interfaz del injerto, siendo esta atribuida a su no compatibilidad, y podría atribuirse a la presencia de una capa necrótica en la interfase del injerto. Así, se determinó que el mejor patrón que le puede atribuir a *C.chinense* mayor resistencia a los excesos de salinidad es *S. melongena* que es resistente a estas características del suelo y es compatible con esta especie.

Rodríguez *et al.*, (2010) injertaron *Capsicum annuum* en *S. lycopersicum* en dos maneras distintas de injertado, en cuña apical y en “tubo” con diferentes calibres de pinzas para injertado. Como controles usaron portainjertos. Mantuvieron las plantas injertadas en la cámara de curación durante 14 días y el estudio completo duró nueve meses. Midieron el porcentaje de sobrevivencia que tuvieron en ambos tipos y obtuvieron como resultados que ambos métodos eran factibles para estas especies. También observaron que el tamaño de los clips o pinzas no tuvo efecto significativo en la sobrevivencia de los injertos, pues las pinzas de 1,2 mm obtuvieron un 58% de sobrevivencia y las pinzas con 2,0 mm un 54% de sobrevivencia. Sin embargo, las plantas que fueron injertadas en cuña apical con el 100% de sobrevivencia y el porcentaje de sobrevivencia en los controles fueron del 60%. Los autores mencionan que observaron incompatibilidad en los injertos intergenéricos injerto pero se lo atribuyen a la inexperiencia o a la técnica del injertador, aunque también podría estar asociado con el ambiente post-injerto. Con ello determinaron que *C. annuum* podía ser injertado en *S. lycopersicum* para tratar el problema que tiene *C.annuum* de los nematodos (Rodríguez & Bosland, 2010).

1.6 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En la industria hortícola, la atención se ha centrado tradicionalmente en el rendimiento de los cultivos. Sin embargo, en años recientes ha aumentado en todo el mundo el interés en los consumidores por la calidad de los productos vegetales. La calidad de verduras es un término amplio e incluye las propiedades físicas, sabor, y los compuestos relacionados con la salud (Rouphael *et al.*, 2010).

Sin embargo, debido a la limitada disponibilidad de tierras cultivables y la alta demanda del mercado de verduras de todo el mundo, las hortalizas se cultivan frecuentemente bajo suelo y condiciones ambientales desfavorables. Esto genera estrés térmico, sequía e inundaciones y la contaminación por sustancias orgánicas persistentes. La exposición de plantas a diversos trastornos fisiológicos y patológicos retrasan el crecimiento y causan mermas en la calidad de la fruta (Schwarz *et al.*, 2010). Por ello, resulta indispensable generar conocimiento sobre prácticas agronómicas y productivas más eficaces, haciendo énfasis en la optimización de fertilizantes y disminución de costos de producción y del impacto negativo de los insumos agrícolas sobre el ambiente, pero que al mismo tiempo se propicie una óptima calidad y cantidad de los productos cosechados (Salazar & Juárez, 2012).

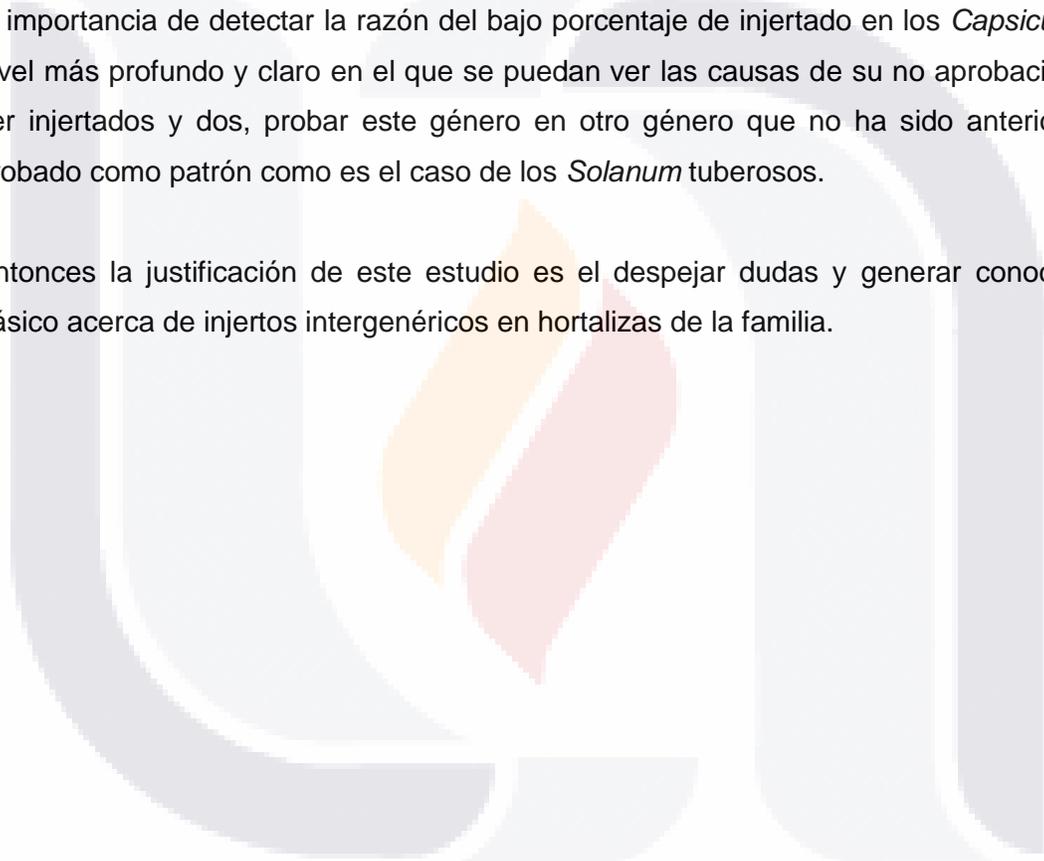
En base a la preocupación de lo que implica el mejoramiento de la obtención de productos agropecuarios, se necesita obtener más conocimiento sobre manejo adecuado y amigable de los insumos agrícolas con el medio ambiente, la economía y la biodiversidad. Es decir, hacer uso de las herramientas que ya se tienen, sin tener que manipular a tal grado de modificar las especies. Si lo que se pretende es ahorrar costos y mantener una producción sana en la horticultura, es necesario hacer uso de tecnologías más adecuadas en los que no se tenga que comprometer la variabilidad genética, la calidad del suelo y agua, y la economía del agricultor y consumidor.

Como parte de las técnicas hortícolas alternativas, la elaboración de injertos intergenéricos ha sido pobremente explorada y por lo tanto desconocida. A la fecha, son pocas las investigaciones sobre injertos que aborden y expliquen el fenómeno de sobrevivencia y compatibilidad intergenérica con observaciones fenológicas e histológicas de las especies

injertadas. Tampoco se ha explorado a la fecha la sobrevivencia y compatibilidad de injertos intergenéricos a partir de datos fenológicos e histológicos con especies silvestres y domesticadas de diferentes géneros.

Actualmente en la producción mundial de hortalizas, en el grupo de las solanáceas el 20-40% de los tomates son injertados, 20-40% de las berenjenas y 5-10% de los pimientos (Lee *et al.*, 2010) sin embargo el género *Solanum* en especies tuberosas no hay datos registrados de trabajos y en *Capsicum* las estadísticas en injertado son bajas, en ello radica la importancia de detectar la razón del bajo porcentaje de injertado en los *Capsicum* a un nivel más profundo y claro en el que se puedan ver las causas de su no aprobación para ser injertados y dos, probar este género en otro género que no ha sido anteriormente probado como patrón como es el caso de los *Solanum* tuberosos.

Entonces la justificación de este estudio es el despejar dudas y generar conocimiento básico acerca de injertos intergenéricos en hortalizas de la familia.



1.7 JUSTIFICACIÓN

El injerto es una tecnología eficaz para su uso en combinación con prácticas de producción de cultivos más sostenibles (Kubota *et al.*, 2008). Esta técnica es ahora de rápida propagación y expansión en el mundo. El Injerto vegetal se ha adaptado de manera segura para la producción de cultivos orgánicos, así como prácticas hortícolas amigables con el medio ambiente y la captación mínima de residuos de agroquímicos. El número de los productores de plantas comerciales ha aumentado notablemente como consecuencia del aumento en la preferencia de los agricultores por plantas injertadas de alta calidad y con mejor rendimiento. Además de las ventajas reconocidas de la tolerancia de la enfermedad y con altos rendimientos, la tecnología del injerto también es muy eficaz para reducir pérdidas provocadas por condiciones ambientales adversas, como la baja temperatura del suelo y salinidad, sobre todo en cultivos protegidos, donde se practica el intenso monocultivo (Lee *et al.*, 2010). Sin embargo, la práctica del injerto en hortalizas es relativamente nueva en México.

A pesar de que rutinariamente se injertan cucurbitáceas (sandía, melones y pepinos) y cultivos solanáceos (tomates, berenjenas, pimientos), muchos otros vegetales pueden ser injertados para otros fines ya sean de la misma familia o de otras, abriendo más posibilidades de encontrar un patrón adecuado para el injertado, y también tener el conocimiento de si la planta presenta características para dicha técnica de injertación. A pesar de que el injerto de vegetales se practica activamente en otros países, no se dispone de datos estadísticos precisos (Lee *et al.*, 2010).

En este trabajo se investiga la compatibilidad de injertos entre *Solanum* spp. y *Capsicum* spp., dos géneros de la familia Solanácea. Se analiza el porcentaje de sobrevivencia en distintas combinaciones entre estos dos géneros. También se explica la sobrevivencia y desarrollo fenológicos de injertos específicos y compatibilidad histológica, dado que en la mayoría de los estudios sobre injertos únicamente se aborda el porcentaje de sobrevivencia. Con el presente trabajo se busca contribuir al conocimiento básico de los injertos intergéricos entre *Capsicum* y *Solanum*.

1.8 OBJETIVOS E HIPÓTESIS

1.8.1 Objetivo general

Evaluar la compatibilidad de injertos entre formas silvestres y domesticadas de *Capsicum* (chile) y *Solanum* (papa) en diferentes combinaciones.

1.8.2 Objetivos específicos

1. Determinar el porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Capsicum* y *Solanum* usando formas silvestres y domesticadas en diferentes combinaciones.
2. Evaluar el desarrollo fenológico de las plantas injertadas sobrevivientes y cuantificar la producción de frutos y/o tubérculos en caso de haberse generado.
3. Analizar a nivel de microscopía la histología de cortes de tallo en algunos injertos y determinar su posible relación con sobrevivencia de plantas injertadas.

1.8.3 Hipótesis

1. El porcentaje de plantas injertadas sobrevivientes entre *Capsicum* - *Solanum* difiere según la combinación.
2. El desarrollo de los injertos que sobrevivan se comportan similar a plantas autoinjertadas y/o no injertadas.
3. La afinidad tisular de injertos se relaciona directamente con su porcentaje de sobrevivencia.

II. SOBREVIVENCIA DE INJERTOS ENTRE *CAPSICUM* Y *SOLANUM*

2.1 RESUMEN

La horticultura moderna utiliza plantas injertadas para mejorar la eficiencia y productividad de cultivos como Cucurbitáceas y Solanáceas. El injerto se utiliza generalmente para proporcionar adaptación y resistencia a plagas y enfermedades del suelo, para aumentar la tolerancia al estrés abiótico, para mejorar el vigor del vástago, para el uso eficiente del agua, y la absorción de nutrientes. Sin embargo la información disponible sobre injertos intergenéricos es escasa, sobre todo en hortalizas. Es por ello que el presente capítulo tuvo como objetivo determinar el porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Capsicum* y *Solanum* usando formas silvestres y domesticadas en diferentes combinaciones. Se usaron como patrón o portainjerto, dos especies de papa: *Solanum cardiophyllum* (silvestre) y *S. tuberosum* (domesticada); y como variedad se usaron 16 accesiones de chile, entre las cuales se incluyeron cinco especies de *Capsicum* (*C. annuum*, *C. chinense*, *C. pubescens*, *C. baccatum* y *C. frutescens*). Todas las combinaciones se injertaron por el método de empalme, con 10 repeticiones por combinación (en su mayoría), incluidos dos controles (autoinjerto y planta sin injertar de las 16 accesiones de *Capsicum* y las dos de *Solanum*). El porcentaje de sobrevivencia fue evaluado durante cinco semanas. Los porcentajes de sobrevivencia a los 35 días después del injerto (ddi) de los injertos con patrón *S. cardiophyllum* fluctuaron entre 0 y 70%, y para los injertos con patrón *S. tuberosum* fueron de 0 a 50%, sin embargo, hubo un mayor porcentaje de injertos sobrevivientes con el patrón *S. tuberosum* con un 33.76%, contra 24% de injertos sobrevivientes con el patrón *S. cardiophyllum*. La sobrevivencia de injertos entre *Solanum* y *Capsicum* es muy variable, y depende de la combinación específica entre *Capsicum* y *Solanum*, aunque los injertos de *Capsicum* con *S. tuberosum* mostraron el mayor porcentaje de sobrevivencia.

Palabras clave: Domesticado; Injertos intergenéricos; Silvestre; Sobrevivencia.

2.2 INTRODUCCIÓN

La agricultura es una de las actividades humanas más dependientes del clima, y como resultado, es uno de los sectores donde se esperan los mayores impactos del cambio climático (Hertel *et al.*, 2010). Además, la escasez y mal manejo del agua de riego y el cultivo intensivo basado en grandes aplicaciones de agroquímicos han deteriorado los suelos agrícolas y agravando la situación en el campo. Actualmente la agricultura enfrenta graves problemas bióticos (enfermedades del suelo y nematodos) y abióticos (déficit hídrico, encharcamiento, temperaturas extremas, salinidad, etc.). Por ello es prioritario buscar nuevas alternativas tecnológicas para el sector agrícola (López-Elías *et al.*, 2008).

La mejora de las prácticas agrícolas y la creación de políticas más favorables para recuperar y conservar los recursos naturales y evitar el desperdicio de alimentos, sin duda pueden contribuir a enfrentar la demanda de producir más alimentos en menores superficies bajo los escenarios de cambio climático. Pero esas medidas sólo pueden proporcionar una solución parcial (Dempewolf *et al.*, 2015). Una de las alternativas para enfrentar los diversos problemas y retos de la agricultura sustentable es mediante la práctica del injerto usando variedades con alto potencial productivo. El injerto incrementa la tolerancia de las variedades injertadas a los nematodos Fitopatógenos y a las enfermedades del suelo; también se mejora la resistencia a la sequía y el uso eficiente del agua y los nutrientes, dando como resultado final, mayor vigor, producción y calidad de las cosechas, y favoreciendo con ello el desarrollo de la agricultura sustentable (López-Elías *et al.*, 2008).

Como parte de las alternativas que se han estado practicando en los últimos años y muy recientemente en América, la práctica del injerto es altamente rentable para mitigar los problemas y mejorar la producción de la horticultura moderna. Dicha técnica es mayormente empleada en hortalizas de las familias Solanaceae y Cucurbitáceae para controlar enfermedades del suelo, tensiones ambientales y aumentar el rendimiento (Rouphael *et al.*, 2010).

El injertado se aplica principalmente en tomates, berenjenas y pimientos dulces para reducir el impacto de enfermedades causadas por hongos (*Verticillium dahliae*, *Fusarium* y *Pyrenochaeta lycopersici*), nemátodos (como *Meloidogyne* sp.), y bacterias (*Pseudomonas solanacearum*); también para aumentar la tolerancia a temperaturas extremas, el vigor del

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

cultivo y la producción (Bletsos & Olympios, 2008).

Por regla general, los pimientos son injertados con especies del género *Capsicum*, generalmente para dar resistencia a Fitopatógenos del suelo como *Phytophthora capsici*, y nematodos agalladores. La resistencia a los nematodos varía entre diferentes accesiones y líneas de *Capsicum*. Bletsos y Olympios (2008) observaron los pimientos injertados en portainjertos resistentes de *C. annum*, *Capsicum baccatum*, *C. chinense* y *Capsicum frutescens* y cultivados en un suelo infectado por nematodos, las plantas injertadas produjeron el doble de rendimiento que las plantas no injertadas.

Por su parte, Yazawa, *et al.*, (1980) intentaron injertar sin éxito *Capsicum* sobre *Solanum melongena* (berenjenas). Sin embargo, recientemente otros autores (Ives *et al.*, 2012; Rodriquez & Bosland, 2010) reportaron cierta compatibilidad entre *Capsicum* y dos especies de *Solanum* (*S. melongena* y *S. lycopersicum*).

Sin embargo, en la actualidad existen aún vacíos de información e investigación básica acerca de injertos intergenéricos, así como también la falta de exploración en el uso de portainjertos del género *Solanum* en sus especies tuberosas.

Objetivo

El objetivo del presente capítulo fue determinar el porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Capsicum* y *Solanum* usando formas silvestres y domesticadas en diferentes combinaciones.

Hipótesis

El porcentaje de plantas injertadas sobrevivientes entre *Capsicum* - *Solanum* difiere según la combinación.

2.3 MATERIALES Y MÉTODOS

2.3.1 Origen de las especies de *Solanum*

La información sobre el origen de las especies de *Solanum* usadas como portainjertos se presenta en la tabla 3.

Tabla 3 Especies y características de *Solanum* spp. (papa)

CLAVE DE LA ACCESION EN EL BANCO	No	GENERO	ESPECIE	FORMA	PROCEDENCIA	Tipo	Tamaño	ID
Silvestre	1	<i>Solanum</i>	<i>cardiophyllum</i>	silvestre	Jalisco	Papita güera	Muy pequeña	S-1
Hambra	2	<i>Solanum</i>	<i>tuberosum</i>	domesticada	Chihuahua	Papa domesticada	Grande	S-2

(elaboración propia)

2.3.2 Producción de planta de *Solanum cardiophyllum* y *S. tuberosum*

La producción de planta de *Solanum* se realizó a partir de tubérculos iniciando con una etapa de acondicionamiento el cual fue realizado en el laboratorio de cultivo de tejidos del Departamento de Fitotecnia del Centro de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Aguascalientes.

Acondicionamiento de la semilla tubérculo de *S. cardiophyllum*

En Febrero de 2016 se inició el tratamiento de 540 tubérculos de *S. cardiophyllum* induciendo su brotación por choque térmico; se hicieron dos lavados con agua normal y benzal y la última con agua destilada para eliminar cualquier probabilidad de enfermedad por patógenos. Los tubérculos se sometieron a un secado con papel de estraza; luego se colocaron en recipientes y se mantuvieron en un refrigerador durante tres días. Posteriormente se mantuvieron en un invernadero para inducir la brotación. A los ocho días de estar en invernadero, los tubérculos empezaron a presentar coloración morada. La brotación de los tubérculos se presentó en el mes de marzo, con brotes de aprox. 3 mm. A partir de esta etapa los tubérculos se dejaron en el invernadero por 10 días más.

Acondicionamiento de la semilla tubérculo de *S. tuberosum* var. Hembra

Se obtuvieron 300 semillas-tubérculo de *S.tuberosum* var. Hembra provenientes del Estado de Chihuahua, las cuales llegaron ya brotadas. La semilla- tubérculo fue troceada tomando en cuenta el origen y posición del brote. Después del corte los tubérculos fueron tratados con el fungicida Captain a una dosis de 2 gr del producto en 1000 ml de agua destilada. Los trozos se sumergieron en el fungicida, luego se secaron con papel de estraza y finalmente fueron trasladados al lugar de siembra.

Siembra de semillas-tubérculo

La siembra de papas silvestres (*S.cardiophyllum*) y domesticadas (*S.tuberosum*) se llevó a cabo durante marzo de 2016 en las instalaciones del Comité Estatal Sistema Producto Chile del Estado de Aguascalientes A.C. (CEPROCH) en Rincón de Romos. La siembra de tubérculos se realizó en charolas forestales de 60 cavidades previamente preparadas con sustrato especial para semilleros (Figuras 7 y 8). La siembra se realizó a una profundidad de dos centímetros dejando el brote hacia arriba y utilizando un tubérculo por cavidad. Después de la siembra, las charolas fueron irrigadas y colocadas en un invernadero de CEPROCH. En total se prepararon y sembraron 4 charolas de 60 cavidades de *S. cardiophyllum* (240 plantas) y 4 charolas de 60 cavidades de *S.tuberosum* var. Hembra (240 plantas). Durante la emergencia y producción de planta, las charolas fueron fertirrigadas diariamente y de manera automática con una solución de 2 g/ litro de 19-19-19.



Figura 7. Siembra de *S.cardiophyllum* en charola.



Figura 8 Sembrado de semilla tubérculo de *S.tuberosum*.

2.3.3 Origen de las especies de *Capsicum*

La información de origen y características de las 16 accesiones de *Capsicum* se muestran en la Tabla 4.

Tabla 4. Especies y características de las accesiones de *Capsicum* spp. (chile)

CLAVE DE LA ACCESION EN EL BANCO	No	GENERO	ESPECIE	FORMA	PROCEDENCIA	TIPO	TAMAÑO	ID
LS-2014-Ancho-14 Eduardo Aguirre	1	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Centro	Ancho	grande	C-5
UAA-2014-200	2	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Centro	Pasilla	grande	C-6
LS-2014-Guajillo Vical de Gaston-1	3	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Centro	Guajillo	grande	C-7
UAA-2014-220	4	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Oaxaca	De Agua	grande	C-8
UAA-2014-227	5	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Jalisco	De Árbol	mediano	C-9
LS-2014-22	6	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Zacatecas	Puya	mediano	C-10
UAA-2014-187	7	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Oaxaca	Huacle	Chico	C-11
LS-wild collection-1387b o 1388d	8	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Nayarit	Cora	Chico	C-12
UAA-2014-197	9	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	Jalisco	Cascabel	Chico	C-13
SINAREFI-2014-66 70 semillas	10	<i>Capsicum</i>	<i>Frutescens</i>	semidomesticado	SINAREFI	Bolita	pequeño	C-14
SINAREFI-2014-25 o 61	11	<i>Capsicum</i>	<i>Frutescens</i>	semidomesticado	SINAREFI	Amarillo	pequeño	C-15
BANCO UAA	12	<i>Capsicum</i>	<i>Pubescens</i>	domesticado	Puebla	Perón	mediano	C-16
BANCO UAA	13	<i>Capsicum</i>	<i>Chinense</i>	domesticado	Yucatán	Habanero	mediano	C-17
UAA-2014-222	14	<i>Capsicum</i>	<i>Baccatum</i>	domesticado	UAA	Campana	chico	C-18
BANCO UAA acc 144 de Javier Costa Rica	15	<i>Capsicum</i>	<i>Baccatum</i>	domesticado	Costa Rica	Lamuyo	grande	C-19
SINAREFI-2014-78	16	<i>Capsicum</i>	<i>Annuum</i>	domesticado	SINAREFI	Jalapeño rayado	mediano	C-20

(elaboración propia)

2.3.4 Producción de plántula de *Capsicum*

Preparación y acondicionamiento de las semillas

En el mes de enero se hizo el tratamiento y sembrado de las 16 accesiones de *Capsicum* a partir de semilla. Se inició con el tratamiento de las semillas en el Laboratorio de Recursos Fitogenéticos del Centro de Ciencias Agropecuarias de la UAA. Las semillas de las 16 accesiones fueron proporcionadas por el banco de Germoplasma de chiles de la UAA a cargo del tutor. Las características de las accesiones de *Capsicum* spp. se muestran en la tabla 4.

Se contaron 100 semillas por accesión y posteriormente se trataron con una suspensión del fungicida Interguzan a una dosis de 1.2 g de fungicida en 100 ml de agua destilada. Las 100 semillas ya tratadas de cada accesión fueron secadas y colocadas en sobres previamente etiquetados antes de la siembra.

Siembra de las accesiones de *Capsicum*

La siembra se llevó a cabo en enero de 2016 en las instalaciones de CEPROCH el municipio de Rincón de Romos, Ags. Se usaron cinco charolas de 200 cavidades previamente lavadas y desinfectadas. Antes de sembrar, las charolas se prepararon con sustrato estéril para semilleros “Kekkila” previamente humedecido. La siembra se realizó de manera manual colocando dos semillas por cavidad. Después de la siembra las charolas se regaron y emplayaron antes de llevarlas a la cámara de germinación donde permanecieron durante 12 días a 20-25°C y aprox. 70 % de humedad. Cuando aparecieron las primeras plantas emergidas, todas las charolas se destaparon y llevaron al invernadero, donde permanecieron hasta ser injertadas bajo un programa estándar de fertirriego y protección fitosanitaria para la producción de planta de chile. Se realizaron visitas semanales durante 10 semanas para darle seguimiento a las plantas.

2.3.5 Elaboración de injertos entre accesiones de *Capsicum* y *Solanum*

Traslado y preparación de material biológico para injertar

Todas las plantas de *Capsicum* spp. y *Solanum* fueron trasladados de CEPROCH al Centro de Ciencias Agropecuarias de la UAA en abril de 2016 para ser injertadas. Las plantas de chile fueron colocadas en bolsas de plástico previamente etiquetadas según el número de accesión.

El proceso de injertado se llevó a cabo en el Laboratorio de cultivo de Tejidos del departamento de Fitotecnia en el Centro de Ciencias Agropecuarias de la UAA. Se hizo limpieza general y desinfección de las mesas de trabajo con cloro, luego con alcohol al 80% y posteriormente se les puso papel estroza. Las ventanas y puerta permanecieron cerradas para mantener temperatura y humedad estables.

Se fraccionaron varias navajas de afeitar en dos partes, mismas que se ocuparían para hacer los cortes; se colocaron sobre la mesa las pinzas para injerto nuevas de medida 1.6, 1.8, 2.0 y 2.2 mm. Se colocaron varios recipientes para contener los sobrantes de plantas, un atomizador con agua para mantener la humedad de las plantas durante el proceso de injertado y 16 botes transparentes de un litro contenedores de las accesiones de chile previamente etiquetados.

Se rotularon las 6 charolas de 60 cavidades con las plantas de *Solanum* (tres charolas de *S. cardiophyllum* y tres de *S.tuberosum*) y se asignaron las diferentes accesiones de *Capsicum* spp. que serían injertadas.

Elaboración de injertos

Los injertos fueron hechos en las mismas charolas de 60 cavidades donde fueron sembradas las semillas-tubérculo de *S. cardiophyllum* y *S.tuberosum*.

Todos los injertos fueron elaborados con la técnica de empalme descrita por Miles (2011) y De Miguel *et al.*, (2007), la cual consiste en identificar plantas de la variedad y el portainjertos con diámetros similares y trabajar bajo condiciones asépticas para lo cual se usó jabón antibacterial, alcohol al 80% y atomizadores con agua destilada para evitar la

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

deshidratación de los cortes durante el proceso de injertado. El proceso de injertación se describe a continuación:

1. Se cortó el patrón en bisel a una inclinación aproximada de 45° por encima de un par de hojas verdaderas de la parte inferior de la planta. Se colocó la pinza o clip más adecuado con respecto a su diámetro (Clips o pinzas de: 1.6, 1.8, 2.0 y 2.2 mm) en el extremo del corte.
2. Se cortó la variedad en bisel también a 45° cuidando la coincidencia de diámetros en el punto de corte. Se cortó la variedad por debajo del área apical y dejando de uno a dos pares de hojas.
3. Se sujetó la variedad y el patrón con la pinza de manera que ambas mantuvieran contacto en la zona de corte.
4. Se realizaron 10 injertos de cada accesión de *Capsicum* con papa silvestre, 10 con papa domesticada, 10 autoinjertos y 10 plantas sin injertar.
5. Las charolas con plantas injertadas fueron incubadas en túneles de prendimiento donde se mantuvieron entre 22 y 30° C con 70 a 90 % de humedad relativa y sin radiación solar directa.

El proceso de injertación se muestra en tabla 6.

Túneles de prendimiento

Fueron colocados en el área de invernaderos en el Centro de Ciencias Agropecuarias de la UAA. Las dimensiones del invernadero son 10 X 6 metros modelo minigreen de la marca ACEA.

Se usaron tres mesas con dimensiones 2 m de largo, 90 cm de ancho y 85 cm de altura, sobre las cuales se colocaron estructuras hechas con PVC de diámetro de ½ pulgada con dimensiones de 1.90 m, 36 cm de alto y 70 cm de ancho; sobre ellos se colocaron 4 metros plástico cubriendo en su totalidad de forma que los túneles quedaran cubiertos. Fueron sellados los túneles con rafia alrededor de la estructura (figura 9). En la parte trasera de los túneles se instalaron humidificadores donde se les adaptó un conducto hecho con tubo PVC de 2 pulgadas (figura 10).



Figura 9. Túnel de prendimiento de con la cubierta de plástico



Figura 10. Cámara o túnel de prendimiento con humidificador.

Aclimatación y trasplante de injertos sobrevivientes

6. A los 21 ddi (cuando se observó prendimiento), se empezó a reducir y retirar la humidificación, destapando los túneles diariamente por media hora, una hora, dos horas y así sucesivamente hasta los 28 ddi cuando se retiraron permanentemente los túneles y el sistema de humidificación (Figura 11).

7. A los 35 ddi todas las plantas e injertos sobrevivientes fueron trasplantados en macetas con suelo previamente desinfectado y se mantuvieron en el mismo invernadero bajo un programa de fertilización semanal a base de 19-19-19 a una dosis de 1g/l. Estas plantas sirvieron para llevar a cabo el estudio fenológico que se presenta en el Capítulo III.



Figura 11. Apertura progresiva de las cámaras de prendimiento de injertos por media hora, una hora, dos horas, tres horas, y medio día a partir de los 21 días hasta los 28 días (Aclimatación).

Matriz de combinaciones o tratamientos

El diseño de tratamientos y combinaciones de injertos entre las 16 accesiones de *Capsicum* y las dos accesiones de *Solanum* usadas como portainjertos se presenta en la Tabla 5.

Tabla 5. Matriz de combinaciones o tratamientos de injertos, plantas sin injertar y autoinjerto

				PATRON (portainjerto) <i>Solanum</i>				
				<i>S. cardiophyllum</i>	<i>S. tuberosum</i>			
				Papita güera	Papa blanca			
VARIEDAD INJERTADA <i>Capsicum</i> spp.)	Nombre común	Especie	ID	S-1	S-2	Control	Autoinjerto	
	Ancho	<i>C. annuum</i>	C-5	C-5 + S-1	C-5 + S-2	C-5	C-5+C-5	
	Pasilla	<i>C. annuum</i>	C-6	C-6 + S-1	C-6 + S-2	C-6	C-6+C-6	
	Guajillo	<i>C. annuum</i>	C-7	C-7 + S-1	C-7 + S-2	C-7	C-7+C-7	
	De agua	<i>C. annuum</i>	C-8	C-8 + S-1	C-8 + S-2	C-8	C-8+C-8	
	De árbol	<i>C. annuum</i>	C-9	C-9 + S-1	C-9 + S-2	C-9	C-9+C-9	
	Puya	<i>C. annuum</i>	C-10	C-10 + S-1	C-10 + S-2	C-10	C-10+C-10	
	Huacle	<i>C. annuum</i>	C-11	C-11 + S-1	C-11 + S-2	C-11	C-11+C-11	
	Cora	<i>C. annuum</i>	C-12	C-12 + S-1	C-12 + S-2	C-12	C-12+C-12	
	Cascabel	<i>C. annuum</i>	C-13	C-13 + S-1	C-13 + S-2	C-13	C-13+C-13	
	Bolita	<i>C. frutescens</i>	C-14	C-14 + S-1	C-14 + S-2	C-14	C-14+C-14	
	Amarillo	<i>C. frutescens</i>	C-15	C-15 + S-1	C-15 + S-2	C-15	C-15+C-15	
	Perón	<i>C. pubescens</i>	C-16	C-16 + S-1	C-16 + S-2	C-16	C-16+C-16	
	Habanero	<i>C. chinense</i>	C-17	C-17 + S-1	C-17 + S-2	C-17	C-17+C-17	
	Campana	<i>C. baccatum</i>	C-18	C-18 + S-1	C-18 + S-2	C-18	C-18+C-18	
	Lamuyo	<i>C. baccatum</i>	C-19	C-19 + S-1	C-19 + S-2	C-19	C-19+C-19	
	Jalapeño Rayado	<i>C. annuum</i>	C-20	C-20 + S-1	C-20 + S-2	C-20	C-20+C-20	
							S-1 y S-2	S-1+S-1 y S-2+S-2

- ✓ Tratamientos experimentales: 32
- ✓ Controles: 36

Tabla 6. Proceso de Injertación

 <p>Charolas de <i>S. cardiophyllum</i> injertadas (6 accesiones por charola: una línea de 10 cavidades para cada accesión).</p>	 <p>Charolas de <i>S. tuberosum</i> injertadas (6 accesiones por charola: una línea de 10 cavidades para cada accesión).</p>	 <p>Plantas de <i>Capsicum</i> separadas y etiquetadas listas para ser injertadas</p>
 <p>Corte en sesgo del patrón.</p>	 <p>Detalle del corte en el patrón <i>S. cardiophyllum</i></p>	 <p>Corte en diagonal 45° aprox. de la parte aérea de la variedad.</p>
 <p>Colocación de la variedad en el patrón <i>S. cardiophyllum</i> y fijado con la pinza. A) Variedad B) patrón.</p>		 <p>Colocado de la variedad y fijado con pinza en <i>S. tuberosum</i>. A) Variedad, B) patrón.</p>

2.3.6 Evaluación de la sobrevivencia de los injertos

La sobrevivencia de cada una de las 32 combinaciones o tratamientos experimentales (2 S x 16 C = 32 S-C) se realizó a partir de las 10 plantas injertadas por tratamiento. Para ello se registró el porcentaje de sobrevivencia en cada uno de los 32 tratamientos a los 0, 7, 14, 21, 28 y 35 días después del injerto (ddi). En esta evaluación también se registró la sobrevivencia de plantas autoinjertadas (C-C y S-S) y plantas sin injertar de las accesiones de *Solanum* (S) y *Capsicum* (C).

Escala	Estado	Descripción
	Sana	100% turgentes, Coloración verde, tallo rígido y erecto
	eficiente	75% turgentes, coloración de verde a verde pálido, tallo medianamente rígido y erecto.
	Regular	50% turgentes, coloración pálida o verde reseco, tallo adelgazado
	Deficiente	25% turgentes, pérdida de hojas y/o marchitas, tallo deshidratado
	Muerte	0% turgentes y pérdida de hojas, 100% hojas senescentes.

Figura 12. Escala colorimétrica de la evolución de los injertos (elaboración propia)

También se registró semanalmente la apariencia de cada planta con una escala colorimétrica (figura 12). La escala considero características cualitativas como turgencia, coloración de la planta, estado del tallo y hojas. Estas cualidades fueron tomadas en conjunto para asignarle a cada planta el color correspondiente.

Los datos registrados fueron capturados y procesados para calcular el porcentaje de plantas sanas, eficientes, regulares, deficientes y muertas, así como el porcentaje de sobrevivencia de cada tratamiento a los 35 ddi.

2.3.7 Análisis Estadístico

Se realizaron pruebas de diferencia de proporciones para comparar el porcentaje de sobrevivencia a los 35 ddi entre cada tratamiento injertado y sus controles. Todos los análisis se llevaron a cabo con Statistica Stat Soft Ver 8.0.

2.4 RESULTADOS

2.4.1 Supervivencia de Injertos de *Capsicum* spp. con *S.cardiophyllum*

Los resultados del porcentaje de supervivencia a los 35 ddi con patrón *S. cardiophyllum* se presentan en la Tabla 7.

En base a la prueba de diferencia de proporciones (tabla 7), el porcentaje de supervivencia de injertos entre accesiones de *Capsicum* y *S.cardiophyllum* varía según la combinación o tratamiento.

Los injertos con papita güera (*S. cardiophyllum*) y chile Pasilla (*C.annuum*), chile de agua (*C.annuum*), chile de árbol (*C.annuum*), huacle (*C.annuum*), chile Cora (*C.annuum*), chile Habanero (*C.chinense*) y Jalapeño Rayado (*C.annuum*) no mostraron diferencias significativas en su porcentaje de supervivencia con respecto al autoinjerto, y por lo tanto su compatibilidad es parecida al del autoinjerto. Los injertos más exitosos se observaron con chile Pasilla (70 % de supervivencia), y Chile de agua, Habanero y Jalapeño Rayado (60% de supervivencia en los tres casos). A nivel de especie, las accesiones de *C. annum* mostraron mayores porcentajes de supervivencia a los 35 ddi con papa silvestre en comparación con las otras especies de *Capsicum* (*C. frutescens*, *C. chinense*, *C. baccatum* y *C. pubescens*).

Se muestran en las tablas 9, 10, 11 y 12 algunas imágenes con lo observado en los injertos durante las evaluaciones semanales.

Tabla 7. Prueba de diferencia de proporciones para los injertos con patrón *S. cardiophyllum*

ESPECIE	TRATAMIENTO	% sobrevivencia a los 35 ddi		
		INJERTO	AUTOINJERTO	CONTROL SIN INJERTAR
<i>C. annum</i>	Papita güera- Ancho	40 *	80	100
<i>C. annum</i>	Papita güera-Pasilla	70 ns	90	100
<i>C. annum</i>	Papita güera-Guajillo	0 **	100	100
<i>C. annum</i>	Papita güera-De agua	60 ns	60	60
<i>C. annum</i>	Papita güera-De árbol	10 ns	30	100
<i>C. annum</i>	Papita güera-Puya	0 **	60	100
<i>C. annum</i>	Papita güera-Huacle	0 ns	20	sin dato
<i>C. annum</i>	Papita güera-Cora	40 ns	70	100
<i>C. annum</i>	Papita güera-Cascabel	10 **	70	100
<i>C. frutescens</i>	Papita güera-Bolita	0 **	90	100
<i>C. frutescens</i>	Papita güera-Amarillo	0 *	40	80
<i>C. pubescens</i>	Papita güera-Perón	10 **	70	100
<i>C. chinense</i>	Papita güera-Habanero	60 ns	90	100
<i>C. baccatum</i>	Papita güera-Campana	10 **	75	100
<i>C. baccatum</i>	Papita güera-Lamuyo	0 *	40	100
<i>C. annum</i>	Papita güera-Jalapeño Rayado	60 ns	90	100
<i>S. cardiophyllum</i>	Papita Güera (Patrón)	no aplica	70	100

ns = diferencia no significativa con respecto al autoinjerto ($p > 0.05$) según la prueba estadística de proporciones

(*) = diferencia significativa con respecto al autoinjerto ($p < 0.05$) según la prueba estadística de proporciones

(**) = diferencia altamente significativa con respecto al autoinjerto ($p < 0.01$) según la prueba estadística de proporciones

La sobrevivencia en autoinjertos de *Capsicum* fluctuó entre 20 % (chile Huacle) y 100 % (chile Guajillo), mientras que para *S. cardiophyllum* fue del 70 %. Por su parte, la sobrevivencia de injertos de *Capsicum* con papa silvestre fluctuó entre 0 % (chile Guajillo, Puya, Huacle, Bolita, Amarillo, y Lamuyo) y 70 % (chile Pasilla). Siete de las 16 combinaciones de injertos de *Capsicum* con papa silvestre mostraron porcentaje de sobrevivencia estadísticamente iguales a los controles autoinjertados de *Capsicum*. De las siete combinaciones, cuatro de ellas (chile Pasilla, de Agua, Habanero y Jalapeño rayado) alcanzaron más del 50 % de sobrevivencia a los 35 ddi. Tres de esas accesiones pertenecen a *C. annum* y una a *C. chinense*.

La sobrevivencia de injertos intergenéricos depende de afinidades anatómicas, estructurales, genéticas, bioquímicas, y fisiológicas entre las dos especies que se desea injertar. Sin embargo, un factor clave en la sobrevivencia y éxito de cualquier injerto, es el manejo de la aclimatación. En la presente investigación todos los injertos entre *Solanum* y *Capsicum* tenían 100 % de sobrevivencia antes de la aclimatación a los 21 ddi. Sin

embargo, el porcentaje de sobrevivencia tuvo un descenso drástico a los 28 ddi, justo en el periodo de aclimatación (Figura 13). Por ello, en el presente estudio solo se consideró la sobrevivencia a los 35 ddi, cuando las plantas ya estaban 100% aclimatadas

La gran variación detectada en el porcentaje de sobrevivencia de injertos con papa silvestre a los 35 ddi seguramente se debe a las diferencias anatómicas, fisiológicas y genéticas entre accesiones y especies de *Capsicum* lo cual podría influir directamente en el grado de afinidad y compatibilidad con *S. cardiophyllum*.



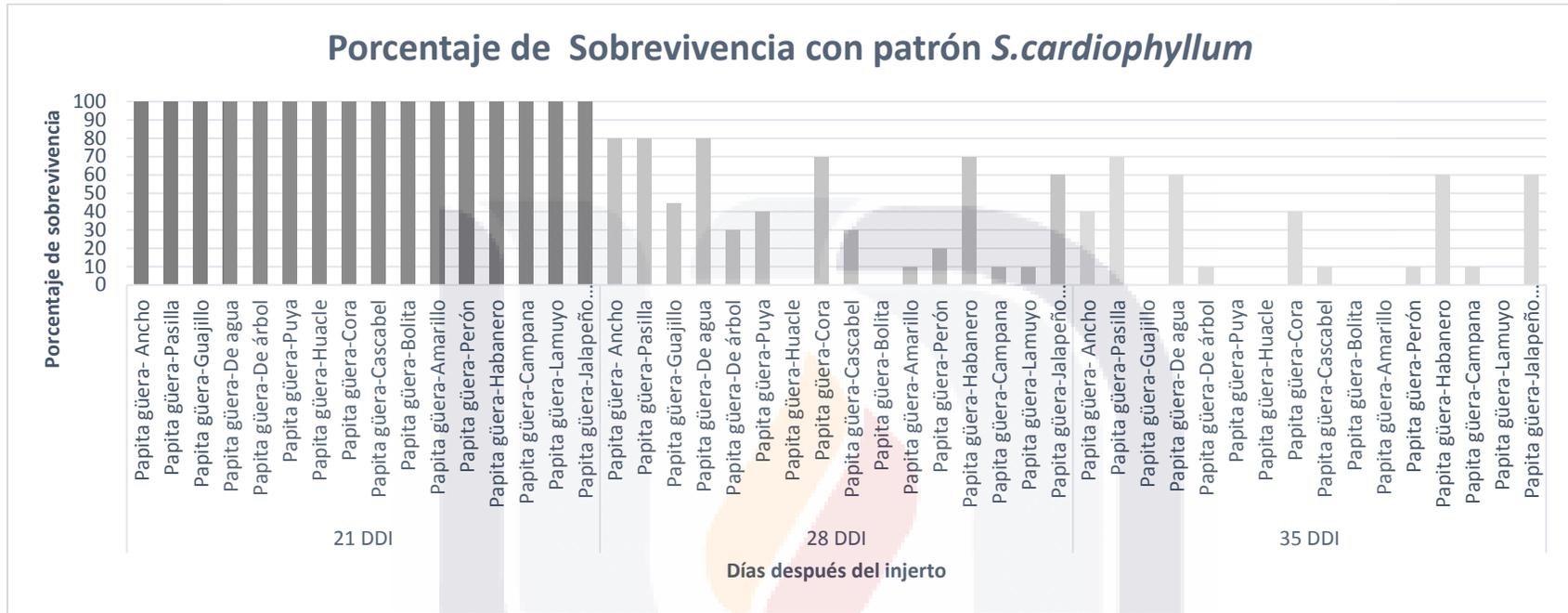


Figura 13. Porcentaje de supervivencia de los injertos con el patrón *S. cardiophyllum* a los 21, 28 y 35 días después del injerto.

2.4.2 Sobrevivencia de injertos de *Capsicum* con *S. tuberosum*

Los resultados del porcentaje de sobrevivencia a los 35 ddi con patrón *S. tuberosum* se presentan en la tabla 8. En los resultados obtenidos en la prueba de diferencia de proporciones (tabla 8) donde se comparó el tipo de tratamiento injerto con el autoinjerto correspondiente, se concluyó de manera muy similar a la del patrón *S. cardiophyllum*, puesto que hubo respuesta del injerto dependiendo del tipo de combinación, es decir que el éxito del injerto dependió de la combinación. En este caso, hubo mayor número de tratamientos con buena respuesta, pues 15 de las 16 accesiones tuvieron porcentajes de sobrevivencia a los 35 ddi, menos la combinación Papa blanca-Lamuyo (*C.baccatum*), siendo esta accesión no accesible para ser injertada en ninguno de los dos patrones probados. Las combinaciones que tuvieron diferencia no significativa con respecto del autoinjerto fueron Papa blanca con chile Ancho (*C.annuum*), con chile de agua (*C.annuum*), chile de árbol (*C.annuum*), huacle (*C.annuum*), Cora (*C.annuum*), Cascabel (*C.annuum*), Amarillo (*C. frutescens*), Perón (*C. pubescens*) y chile Campana (*C. baccatum*), por lo tanto su porcentaje de sobrevivencia es muy parecido al autoinjerto. Sin embargo, a pesar de tener mayor número de combinaciones con sobrevivencia, el mayor porcentaje obtenido fue de 50% siendo la combinación Papa blanca- Ancho y Papa blanca-Guajillo y en 40% de sobrevivencia fueron las combinaciones con Pasilla, Huacle, Cora, Cascabel y Campana.

La especie de *Capsicum* más sobresaliente en estas combinaciones fue *C.annuum*.

Se muestran en las tablas 9, 10, 11 y 12 algunas imágenes con lo observado en los injertos durante las evaluaciones semanales.

Tabla 8. Prueba de diferencia de proporciones para los injertos con patrón *S. tuberosum*

ESPECIE	TRATAMIENTO	% sobrevivencia a los 35 ddi		
		INJERTO	AUTOINJERTO	CONTROL SIN INJERTAR
<i>C.annuum</i>	Papa blanca- Ancho	50 ns	80	100
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-Pasilla	40 *	90	100
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-Guajillo	50 *	100	100
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-De agua	30 ns	60	60
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-De árbol	20 ns	30	100
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-Puya	10 *	60	100
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-Huacle	40 ns	20	sin dato
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-Cora	40 ns	70	100
<i>C.annuum</i>	Papa blanca-Cascabel	40 ns	70	100
<i>C. frutescens</i>	Papa blanca-Bolita	20 **	90	100
<i>C. frutescens</i>	Papa blanca-Amarillo	40 ns	40	80
<i>C. pubescens</i>	Papa blanca-Perón	30 ns	70	100
<i>C. chinense</i>	Papa blanca-Habanero	30 *	90	100
<i>C. baccatum</i>	Papa blanca-Campana	40 ns	75	100
<i>C. baccatum</i>	Papa blanca-Lamuyo	0 *	40	100
<i>C. annuum</i>	Papa blanca-Jalapeño Rayado	40 *	90	100
<i>S. tuberosum</i>	Papa blanca(Patrón)	no aplica	20	100

ns = diferencia no significativa con respecto al autoinjerto ($p>0.05$) según la prueba estadística de proporciones

(*) = diferencia significativa con respecto al autoinjerto ($p<0.05$) según la prueba estadística de proporciones

(**) = diferencia altamente significativa con respecto al autoinjerto ($p<0.01$) según la prueba estadística de proporciones

A diferencia de los injertos con patrón *S. cardiophyllum*, los injertos con patrón *S. tuberosum* a los 21 ddi, ya presentaban muertes (figura 14), consecuencia del poco ensamble anatómico de los tallos, puesto que los tallos de *Solanum* tenían como diámetro 0.5 cm promedio y el de los *Capsicum* era un diámetro de 0.25 cm promedio, siendo este un problema inicial causante de la mortalidad de los injertos. A los 28 ddi también se vieron afectadas las plantas por el manejo en la aclimatación, Siendo también esta causa en el descenso de la sobrevivencia.

Sin embargo, y muy a pesar de la diferencia de diámetros, tuvieron más éxito los injertos con este patrón, ya que a los 35 ddi se obtuvieron mayor número de plantas sobrevivientes (Figura 14).

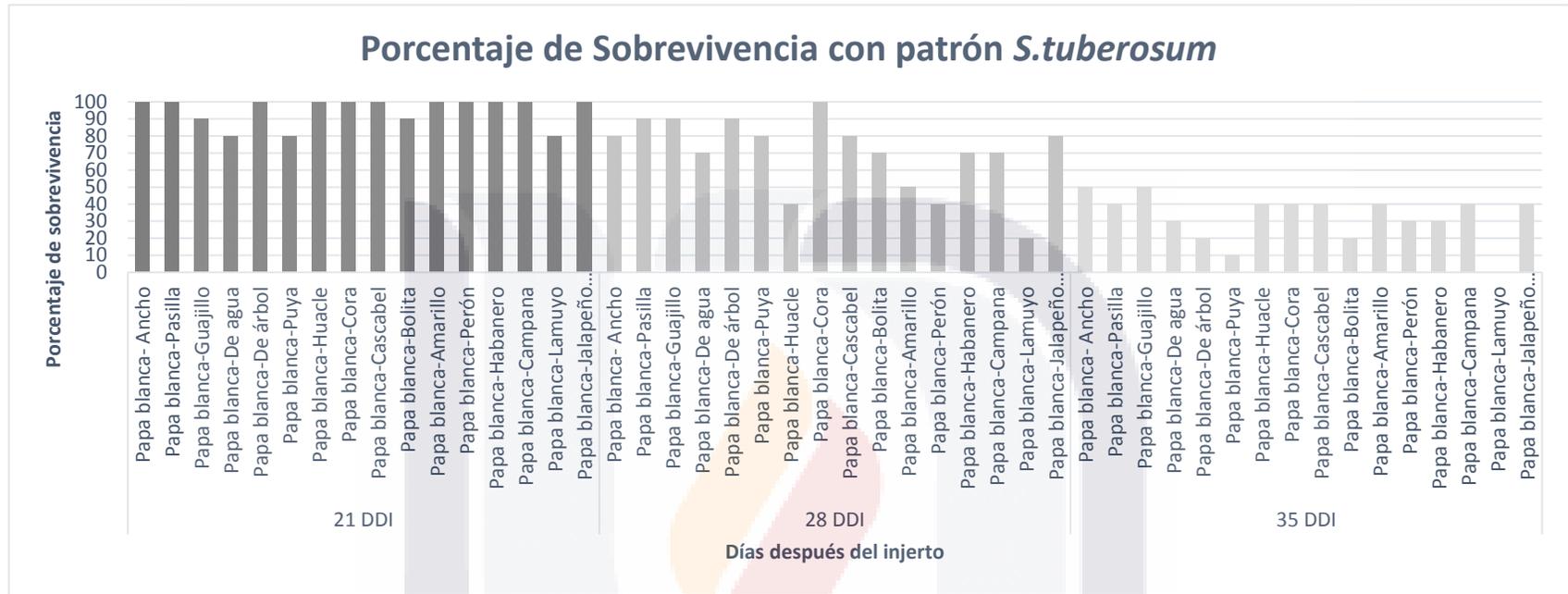


Figura 14. Porcentaje de supervivencia de los injertos con el patrón *S.tuberosum* a los 21, 28 y 35 días después del injerto.

2.5 DISCUSIÓN

En el presente capítulo se analizaron los resultados de sobrevivencia de injertos intergenéricos entre cinco especies de *Capsicum* y dos de *Solanum*. En base a los resultados se infirió acerca de los factores que intervinieron en la compatibilidad y sobrevivencia de los injertos entre *Capsicum* spp - *Solanum cardiophyllum*, y - *Capsicum* spp - *Solanum tuberosum*.

Todos los injertos analizados, incluyendo los autoinjertos, mostraron tener mortalidad entre los días 21 y 28 ddi, justo al inicio de la aclimatación. De ahí que el manejo eficiente de la aclimatación es clave para la sobrevivencia de injertos intra e interespecíficos y/o intergenéricos. El éxito de los injertos intergenéricos implica la incubación y aclimatación bajo condiciones óptimas (alta humedad relativa, temperatura adecuada y estable, y fitosanidad). Estas condiciones son fundamentales para la estabilización y regeneración del tejido en las plantas injertadas. Sin embargo, al ir retirando estas condiciones e iniciar con las condiciones naturales, las plantas presentaron deficiencia a los 28 días después del injerto, tiempo en el que se retiró por completo la cámara de incubación. En base a las observaciones después de haberse retirado la cámara de incubación se determinó que la aclimatación tuvo un papel importante en la sobrevivencia de las plantas.

Otra característica que determina la sobrevivencia de un injerto según De Miguel *et al.*, (2007), es la diferenciación vascular, ellos mencionan que entre especies de la misma familia sucede a partir de los siete días después de la operación, episodio propio de los injertos compatibles; entonces, los injertos intergenéricos *Capsicum-Solanum* a los 21 ddi podrían ser considerados compatibles al estar en perfectas condiciones al tener un porcentaje de sobrevivencia alto, sin embargo la aclimatación pudo haber sido drástica y no adecuada para alguno de los miembros de la planta injertada. Es por ello que se coincide con Chang *et al.*, (2012) quienes dicen que el vigor de las plantas injertadas y la aclimatación del injerto determinan su éxito o fracaso.

Aunado a esta observación, y siguiendo con la diferenciación vascular, De Miguel *et al.*, (2007) también mencionan que para la diferenciación vascular no es necesario un contacto directo entre las partes, sino que se produce también cuando el patrón y la variedad están separados por una membrana porosa que permite el flujo de sustancias entre ellas, siendo esta característica observada en los injertos con patrón *S. tuberosum* donde los tallos de ambas plantas diferían en calibre (*S. tuberosum* doblemente más gruesos que los de las

variedades de *Capsicum*), que muy a pesar de tener diferencia de diámetros en sus tallos, se tuvo buena respuesta al tener un porcentaje de sobrevivencia mayor que en injertos con *S. cardiophyllum* donde se esperaban mejores resultados considerando este factor diámetro en tallos; contrastando estos resultados con lo dicho por Miles *et al.*, (2009) que aseguran que el éxito del injerto depende del ensamble anatómico de ambas partes del injerto.

Otros autores también concuerdan con Miles *et al.*, (2009) al asegurar que el éxito los injertos depende de la unión y continuidad de los vasos del xilema, y por ello es una de las formas más confiables para estimar compatibilidad entre injerto/portainjerto o variedad/patrón (Sory-Toure *et al.*, 2010). Sin embargo Parkinson *et al.*, (1987), señala que en la familia Solanácea los efectos de la desalineación de los haces vasculares no son suficientes para inducir una respuesta incompatible. En base a ello radica la importancia de los estudios histológicos.

Considerando otra característica que se infiere determinó la sobrevivencia de los injertos fue la humedad relativa, ya que en el proceso del sanado de la herida en el tiempo entre 18 y 21 ddi, algunos tratamientos con patrón *S. cardiophyllum* presentaron ablandamiento y necrosis en el patrón, siendo afectados los tratamientos S1-C10, S1-C11, S1-C13, S1-C15 y S1-C20. En algunos de los tratamientos mencionados sucedió la muerte del patrón antes que de la variedad, considerando de esta manera que la HR entre 70 y 90% no es tolerada por el patrón silvestre, sin embargo es favorable para la variedad *Capsicum*, ya que la parte aérea o injerto no mostró cambios negativos aparentes ocasionados por el factor humedad, observación fundamentada por Mundarain *et al.*, (2005) quienes mencionan que el género *Capsicum* es una especie adaptada a climas tropicales húmedos y que crece bien en condiciones de alta humedad relativa.

Por otra parte, el patrón domesticado sufrió los efectos de la temperatura elevada en las cámaras de curación, sin embargo, los órganos afectados fueron las hojas del *Solanum* domesticado y los *Capsicum* sin presencia de daños; esta afectación foliar no afectó de manera significativa a los injertos con este patrón. Se le atribuye a la temperatura el daño foliar debido a lo mencionado por Morales (2011) quien reportó en un estudio de cultivos de papa que los altos valores de humedad registrados en las primeras fases fenológicas, no representaron problema para el desarrollo del cultivo, también observó que las altas temperaturas incrementan la tasa de senescencia foliar y por tanto, acortan el ciclo de

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

cultivo. A pesar de haberse presentado esta característica foliar indeseable en los injertos *S. tuberosum-Capsicum*, no fue causa de muertes en el patrón, ya que no se presentó dicho suceso.

Otra observación en tratamientos con patrón domesticado fue la presencia de callo tanto en *Solanum* como en *Capsicum*, sin embargo, a simple vista los callos no se observaron integrados en uno solo, sino que fueron formados de manera independiente. Dicha observación se hizo al tomar una variedad que se desprendió de su patrón domesticado, donde se notaba la formación del callo de *Capsicum* individual a la de *Solanum*; en el resto de los casos, se omitió quitar las pinzas para dar seguridad a las plantas injertadas, siendo que a pesar de haber determinado esta característica, las plantas injertadas seguían vivas (patrón y variedad) estando en las categorías de sana, eficiente y regular en algunos casos, por lo que se decidió dejar el curso de su evolución.

Como parte de otras características que determinan la compatibilidad en el injerto según Rojas-González *et al.*, (2004), es la afinidad celular, afinidad fisiológica y afinidad botánica la cual es una regla general que los injertos sean más exitosos si existe una relación botánica cercana entre el patrón y la variedad. También menciona que como regla general, las plantas injertadas deben ser de la misma familia botánica y la afinidad es mejor entre las plantas de la misma especie que entre dos plantas de un mismo género, dicho esto, argumenta y respalda el hecho de que los injertos intergenéricos tienen probabilidad de ser exitosos siempre y cuando sean mínimo de la misma familia, como es el caso de este estudio.

Siendo esta última afirmación confirmada por estudios en los que se han injertado plantas de distintos géneros pero pertenecientes a la misma familia, como el trabajo que hizo Miguel *et al.*, (2004) quienes injertaron cucurbitáceas de distintos géneros *Citrullus* en distintas variedades de *Cucurbita* y que a pesar de la diferencia de géneros obtuvieron porcentajes de sobrevivencia del 93% en la combinación hecha entre un híbrido *C. maxima* x *C. moschata* como el patrón, y *Citrullus lanatus* como variedad, concordando con estos autores en los que a pesar de ser distintos géneros se obtuvieron porcentajes de sobrevivencia altos como fue en los injertos *Capsicum-Solanum* al tener porcentajes de sobrevivencia no mayores al 70%.

Por otra parte Mohan *et al.*, (2014) injertaron plantas de la familia Solanaceae entre los géneros *Solanum lycopersicum* en diferentes variedades de *Solanum melongena* y determinaron que el porcentaje de sobrevivencia fue más alto en las plantas injertadas que en las plantas autoinjertadas, viendo de este modo que la familia Solanaceae también se presta para hacer este tipo de injertos, sin embargo esta investigación no fue evaluación intergenérica, no obstante es un indicio de que las solanáceas pueden ser injertadas.

Es por ello que Ives *et al.*, (2012) brinda un soporte a este estudio de injertos intergenéricos ya que estos investigadores injertaron *Capsicum chinense* en tres géneros de *Solanum* (*S. melongena*, *S. lycopersicum* y *S. nigrum*) en el que determinaron el porcentaje de sobrevivencia. Observaron que *C. chinense* puede ser injertado en *S. melongena* al obtener un 100% de plantas sobrevivientes y con patrón *S. lycopersicum* un 68% de sobrevivencia ambos determinados a los 28 ddi; comparando sus resultados con los obtenidos en el presente estudio, el porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Capsicum* con patrón *S. cardiophyllum* osciló entre 0 y 70% de sobrevivencia dependiendo del tipo de tratamiento, comparado con los injertos realizados con el patrón *S. tuberosum* en las mismas especies y variedades de *Capsicum* en los cuales el porcentaje de sobrevivencia estuvo entre 0 y 50%.

Asimismo los resultados de sobrevivencia que se obtuvieron, también coincidieron con los del trabajo de Rodríguez y Bosland (2010) que obtuvieron 58% de sobrevivencia al injertar *C. annuum* en *S. lycopersicum* con el método de injerto en “tubo”, sin embargo obtuvieron 100% de sobrevivencia al usar el método de cuña apical, método similar al usado en el presente estudio.

Los resultados obtenidos en esta investigación coinciden en los porcentajes de sobrevivencia de los injertos intergenéricos con los resultados obtenidos por los anteriores autores que realizaron este tipo de injertos, aunque obtuvieron mejores resultados al llegar a obtener un 100% de sobrevivencia comparada con lo que se obtuvo en este estudio donde el mayor porcentaje que se obtuvo fue del 70%.

En base a las experiencias basadas de los diferentes autores mencionados y en los resultados obtenidos en esta investigación se puede inferir que el injerto intergenérico

puede ser posible en plantas Solanáceas en los géneros *Solanum*- *Capsicum*, sin embargo, aún no existe evidencia de la utilización de *Solanum* tuberosos como patrón, siendo este estudio el primero en probar dos de este tipo y obtener resultados importantes para continuar con estudios posteriores.

2.6 CONCLUSIONES

- El porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Solanum* y *Capsicum* difiere según la combinación y la especie del patrón y variedad. Los mayores porcentajes de sobrevivencia de injertos específicos ocurrieron cuando se usó el patrón silvestre (*S. cardiophyllum*) con porcentajes que fluctuaron entre 0 a 70% por tipo de tratamiento, a diferencia del uso del patrón domesticado (*S.tuberosum*) con porcentajes que fluctuaron entre 0 y 50%.
- De las 16 combinaciones con patrón *S.tuberosum*, 15 mostraron sobrevivencia a los 35 ddi con un 33.54% de plantas sobrevivientes, en tanto que para *S. cardiophyllum* solo 10 de las 16 combinaciones mostraron sobrevivencia con un 24% de plantas sobrevivientes.
- Los tratamientos con mayor porcentaje de sobrevivencia cuyo patrón fue *S.cardiophyllum* fueron Papita güera- chile Pasilla con 70% de sobrevivencia (S1-C6), Papita güera- chile de agua con 60% (S1-C8), Papita güera-chile habanero con 60% (S1-C17), Papita güera-Jalapeño Rayado con 60% (S1-C20); siendo en todos los casos diferencia no significativa con sus autoinjertos.
- Los tratamientos con mayor porcentaje de sobrevivencia con patrón *S.tuberosum* fueron Papa blanca- chile ancho (S2-C5) y Papa blanca-chile Guajillo (S2-C7) con 50 %, siendo diferencia no significativa en el primer caso y en el segundo diferencia significativa, ambas con respecto a sus autoinjertos. Sin embargo en los casos Papa blanca-chile Huacle (S2-C11), Papa blanca- chile Cora (S2-C12), Papa blanca-chile Cascabel (S2-C13), Papa blanca-chile Amarillo (S2-C15) y Papa blanca-chile Campana (S2-C18) tuvieron un 40% de sobrevivencia con una diferencia no significativa con respecto a sus autoinjertos.

- Se sugiere hacer un ajuste en el protocolo de acondicionamiento de ambiente y aclimatación para plantas injertadas con estos dos géneros (*Solanum-Capsicum*), debido a que hubo un descenso notable en las plantas injertadas al inicio de la aclimatación.
- Los injertos *Solanum-Capsicum* aparentemente requerían distintas condiciones en la cámara de sanado, ya que en el proceso de sanado los patrones presentaron afectaciones con el paso del tiempo.



III. FENOLOGIA DE LOS INJERTOS SOBREVIVIENTES

3.1 RESUMEN

La horticultura moderna utiliza plantas injertadas para mejorar la eficiencia y productividad de cultivos hortícolas, principalmente en Cucurbitáceas y Solanáceas. La información disponible sobre injertos intergenéricos es escasa, sobre todo entre *Capsicum* (chiles y pimientos) y *Solanum* (papas, tomates y berenjenas). La mayoría de los trabajos sobre injertos intergenéricos se centran en la sobrevivencia bajo estrés biótico y abiótico en el suelo, y es poca la información disponible sobre desarrollo fenológico e histología, para explicar la sobrevivencia y compatibilidad entre plantas injertadas de diferentes especies o géneros. El presente capítulo tuvo como objetivo evaluar el desarrollo fenológico y producción de frutos y tubérculos de los injertos intergenéricos entre *Capsicum* y *Solanum* sobrevivientes en el primer objetivo. La evaluación fenológica consistió en el monitoreo de los injertos sobrevivientes a partir de los 35 a los 98 ddi. Se evaluó el paso de las plantas por las diferentes etapas fenológicas como crecimiento, aparición de botones florales, floración y fructificación, así también, la valoración de la formación de tubérculos y frutos y su maduración. Los resultados de los injertos con el portainjerto *S. cardiophyllum* determinaron que de los 16 tratamientos, únicamente 10 sobrevivieron a los 35 ddi (S1-C5, S1-C6, S1-C8, S1-C9, S1-C12, S1-C13, S1-C16, S1-C17, S1-C18 y S1-C20), y de estos, solo cuatro cumplieron con todo el ciclo fenológico a los 98 ddi (S1-C6, S1-C9, S1-C12, S1-C20), sin embargo solo los tratamientos S1-C12 y S1-C20 tuvieron frutos que llegaron a la madurez y produjeron tubérculos. Por su parte, de los 16 tratamientos con el portainjerto *S. tuberosum*, 15 sobrevivieron a los 35 ddi (S2-C5, S2-C6, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C10, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C14 S2-C15, S2-C17, S2-C18 Y S2-C20) de los cuales 10 cumplieron con todo el ciclo fenológico a los 98 ddi (S2-C5, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18) y todos ellos tuvieron producción de tubérculos, sin embargo, ocho de estos tratamientos llegaron a la producción de frutos que llegaron a la maduración (S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18). Los injertos intergenéricos con mejores resultados en orden de importancia fueron: *S. tuberosum* S2-C13 (papa blanca-chile cascabel), S2-C12 (papa blanca-chile cora), S2-C15 (papa blanca-chile amarillo) y S2-C8 (papa blanca-chile de agua) concluyendo que estos tratamientos tuvieron una fenología similar a la de ambos controles.

Palabras clave: Desarrollo fenológico; injertos intergenéricos; Producción; Solanaceae.

3.2 INTRODUCCIÓN

Según Yzarra y López (2001) la Fenología es la rama de la Agrometeorología que trata del estudio de la influencia del medio ambiente físico sobre los seres vivos. Dicho estudio se realiza a través de las observaciones de los fenómenos o manifestaciones de las fases biológicas resultantes de la interacción entre los requerimientos climáticos de la planta y las condiciones de tiempo y clima reinantes en su hábitat. En tal sentido, las observaciones fenológicas se realizan en la planta y en el medio ambiente en forma conjunta. Estas observaciones son importantes porque permiten determinar los requerimientos bioclimáticos de los cultivos, calendarios agrícolas, zonificaciones agroclimáticas y herramientas para una planificación de la actividad agrícola.

En su ciclo ontogénico, los vegetales experimentan cambios visibles que están en estrecha relación con el genotipo, el ambiente en que se desarrollan y la interacción entre éstos; el resultado del complejo de interacciones, ocasiona amplias respuestas de los diferentes cultivos y variedades (Moreno *et al.*, 2011).

La fenología de plantas injertadas es más compleja debido a los requerimientos climáticos del patrón y la variedad. El grado de complejidad se incrementa en injertos inter-específicos y más aún en injertos intergenéricos debido a las diferentes ontologías y requerimientos climáticos de las especies y géneros involucrados en el injerto. Por ello, la eficiencia de injertos intergenéricos debe de considerar el análisis fenológicos y de sobrevivencia de manera conjunta. .

La compatibilidad genotípica y anatómica debe complementarse con el análisis fenológico del injerto, más tratándose de injertos intergenéricos, como en el caso de *Capsicum* y *Solanum*.

El desarrollo de una planta de papa ocurre a través de una serie de etapas fenológicas clasificadas en desarrollo de brote, establecimiento de la planta, inicio de tuberización, ensanchamiento del tubérculo y maduración de éste. La duración de cada etapa depende del genotipo, de factores ambientales tales como la altitud y la temperatura, del tipo de suelo, de la disponibilidad de humedad y de la localidad (Morales, 2011).

El crecimiento y desarrollo del tubérculo de papa es controlado por factores genéticos, ambientales y su interacción. Las condiciones de fotoperiodo corto (8 h) y temperatura fresca (18 °C), además de un bajo nivel de giberelinas en la planta favorecen la formación del tubérculo, ya que se activa una señal transmisible en la región subapical del estolón que inicia la división celular, la expansión y el cambio de orientación del crecimiento de las células (Hannapel *et al.*, 2004).

La fenología de *Solanum tuberosum* consiste en el crecimiento de yemas y raíces durante 22 días, la emergencia de brotes de 23 a 32 días, el desarrollo vegetativo e inicio de formación de tubérculos de los 33 a 41 días, desarrollo inicial de tubérculos (inicio de tuberización) de 42 a 49 días, la madurez fisiológica de la planta y tubérculos de los 50 a 56 días, y la tuberización de los 67 a 115 días (Flores-Magdaleno *et al.*, 2014).

En el caso de *Capsicum* spp., algunos autores indican solamente cuatro fases fenológicas: emergencia, séptima hoja, floración y madurez. El periodo de emergencia varía entre 9 y 13 días. El periodo de floración oscila entre 70 y 93 días, La maduración de frutos ocurre a los 85 días en las variedades más precoces y a los 107 días en las más tardías. Los requerimientos y acumulación de unidades calor durante las diferentes etapas de desarrollo es variable entre especies de *Capsicum* y tipos de chile (*C. annuum*); dicha diferencia es más evidente entre los diferentes grados de domesticación, lo que refleja un inicio más lento del desarrollo por parte de las variantes silvestres; para el caso de los tipos domesticados, las diferencias son menos significativas (Moreno *et al.*, 2011).

Para describir el crecimiento y desarrollo de los cultivos, es necesario determinar las funciones o tasas de diferentes procesos; éstos incluyen la identificación de fases y etapas distintivas del desarrollo, así como la predicción de la duración de éstas para determinados regímenes de temperatura (Moreno *et al.*, 2011).

Es por ello que la fenología tiene como finalidad estudiar y describir de manera integral los diferentes eventos fenológicos que se dan en las especies vegetales dentro de ecosistemas naturales o agrícolas en su interacción con el medio ambiente (Yzarra & López, 2001).

Objetivos

Los objetivos del presente capítulo consistieron en evaluar el desarrollo fenológico de las plantas injertadas sobrevivientes y cuantificar la producción de frutos y/o tubérculos en caso de haberse generado.

Hipótesis

La fenología y producción de frutos y tuberculos de los injertos sobrevivientes entre *Capsicum* y *Solanum* se comportan de manera similar a plantas autoinjertadas.

3.3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.3.1 Trasplante y cuidado de injertos sobrevivientes

A partir de los 35 ddi, los injertos sobrevivientes del primer objetivo (tabla 9) fueron transplantados a macetas de plástico de 1.3 L con tierra de mezquite. Las macetas con plantas injertadas se mantuvieron en condiciones de invernadero con riegos cada tercer día y fertilización semanal a base de 19-19-19 (1 g/L). Se realizaron aplicaciones preventivas de insecticidas y fungicidas para mantener las plantas libres de plagas y patógenos.

Tabla 9. Número de plantas sobrevivientes por patrón y tipo de tratamiento

Patrón <i>S.cardiophyllum</i>		Patrón <i>S.tuberosum</i>	
Tratamiento	No. de plantas	Tratamiento	No. de plantas
S1-C5	4	S2-C5	5
S1-C6	7	S2-C6	4
S1-C8	6	S2-C7	5
S1-C9	1	S2-C8	3
S1-C12	4	S2-C9	2
S1-C13	1	S2-C10	1
S1-C16	1	S2-C11	4
S1-C17	6	S2-C12	4
S1-C18	1	S2-C13	4
S1-C20	6	S2-C14	2
		S2-C15	4
		S2-C16	3
		S2-C17	3
		S2-C18	4
		S2-C20	4
TOTAL	37	TOTAL	52

3.3.2 Registro de datos fenológicos

Cada siete días durante dos meses (de 35 a 98 ddi) se llevó a cabo un registro de datos de sobrevivencia, presencia de botones, flores, frutos inmaduros y frutos maduros por cada planta injertada, incluyendo los controles (autoinjertos y plantas sin injertar). Los datos fenológicos se capturaron en una base de datos en Excel para su análisis.

3.3.3 Registro de datos de producción de frutos y tubérculos

A partir de los 98 ddi y hasta los 164 ddi se llevó un registro semanal de los injertos sobrevivientes. Al final del ciclo, se cosecharon, contaron, midieron y pesaron los tubérculos de *Solanum* y los frutos maduros de *Capsicum* (rojos) por cada planta sobreviviente injertada, así como de los controles.

Los datos fueron recabados en una base de datos con los siguientes atributos: ddi (días después del injerto), tratamiento, ID de combinación, no. de frutos, estado de maduración, longitud en cm, número y peso de los frutos. En el caso de los tubérculos cosechados la base de datos considero los siguientes atributos por planta: no. de tubérculos, peso de los tubérculos, peso máximo de tubérculo por planta, y peso mínimo de tubérculo por planta.

3.3.4 Análisis estadístico

Los datos se analizaron con Statistica Stat Soft Versión 8.0. mediante pruebas de contrastes entre injertos y los controles para las variables de fenología y de producción (frutos y tubérculos).

3.4 RESULTADOS

3.4.1 Fenología de los injertos con el patrón *S.cardiophyllum*

Los resultados del seguimiento fenológico de los injertos sobrevivientes y sus controles se presentan en las Tablas 10 a la 19.

El tratamiento S1-C5 tuvo un desarrollo fenológico relativamente corto y deficiente al llegar a los 77 ddi son plantas vivas y sin presencia de botones florales y por consecuencia sin flores y frutos. Sin embargo, los controles autoinjerto y planta sin injertar tuvieron un desarrollo favorable y normal al cumplir con todos los estadios fenológicos (tabla 10).

El tratamiento S1-C6 tuvo decremento en la población de plantas, sin embargo llegaron a una sobrevivencia de los 98 ddi, muy a pesar de ello, únicamente llegaron a tener presencia de botones florales pero no floración y fructificación. Sus dos controles cumplieron con todos los estadios fenológicos y los frutos llegaron hasta la maduración (tabla 11).

Igual fue el caso del tratamiento S1-C8 donde la población decreció con el paso del tiempo, a diferencia del anterior llegó a presentar botones florales y finalmente floración. No hubo fructificación. Los controles cumplieron con todo el ciclo fenológico y sus frutos llegaron a la maduración (tabla 12).

El tratamiento S1-C9 tuvo sobrevivencia hasta los 35 ddi únicamente con una sola planta, sin embargo ya había fructificación que no llegó a la maduración. Sus dos tipos de controles tuvieron un desarrollo similar entre ellos y una maduración completa en sus frutos (tabla 13).

El tratamiento S1-C12 cumplió al igual que sus controles todo el ciclo fenológico. Sin embargo con una marcada diferencia en la producción y maduración de frutos, superando ambos controles al injerto (tabla 14).

El tratamiento S1-C13 llegó a vivir a los 35 ddi, sin presentar alguna fase fenológica. Sus controles tuvieron un desarrollo normal y completa fenología hasta llegar a sus frutos maduros (tabla 15).

En el caso del tratamiento S1-C16, la sobrevivencia llegó a los 35 ddi. Sus controles tuvieron sobrevivencia hasta los 98 ddi, sin embargo su fenología se mostró más lenta en comparación con los demás tratamientos controles, donde no hubo presencia de botones florales, floración y fructificación sino hasta después de los 100 ddi donde empezó a presentar botones, floración y fructificación (tabla 16).

El tratamiento S1-C17 no tuvo respuesta fenológica favorable, siendo la muerte de las plantas sobrevivientes a los 77 ddi sin pasar por ninguna etapa fenológica, a diferencia de sus respectivos controles que completaron todas las etapas fenológicas y sus frutos llegaron a la maduración (tabla 17).

Algo similar ocurrió en el tratamiento S1-C18 donde la única planta sobreviviente no paso de los 35 ddi y también sin pasar por las etapas fenológicas. Sus controles con buena respuesta al llegar hasta la última etapa fenológica junto con sus frutos maduros (tabla 18).

Otro tratamiento que cumplió con todo su ciclo fenológico fue el S1-C20 con resultados similares a los de sus controles, sin embargo, en lo que difirieron fue en la cantidad de producción de fruto. Los controles siguieron su curso en producción de fruto y maduración mientras que el injerto solo produjo un fruto (tabla 19).

Tabla 10. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile ancho (S1-C5)

S1-C5	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	4	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	4	5	5	0	0	1	5	0	0	1	5	2
P/sin injertar	3	3	3	3	0	2	5	6	0	0	1	3	0	0	1	4	2

Tabla 11. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile pasilla (S1-C6)

S1-C6	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	7	3	2	2	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	4	5	6	0	0	2	3	0	0	1	3	4
P/sin injertar	3	3	3	3	0	4	5	4	0	0	2	3	0	0	3	4	4

Tabla 12. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile de agua (S1-C8)

S1-C8	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	6	3	2	1	0	4	1	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	2	5	4	0	2	1	1	0	0	0	1	3
P/sin injertar	3	3	3	3	0	1	5	5	0	0	1	4	0	0	1	2	4

Tabla 13. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile de árbol (S1-C9)

S1-C9	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	2	5	11	0	0	2	11	0	0	0	13	16
P/sin injertar	3	3	3	3	0	3	5	8	0	2	2	10	0	0	2	14	14

Tabla 14. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile cora (S1-C12)

S1-C12	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	4	3	3	2	0	5	1	2	0	0	1	1	0	0	1	3	1
Autoinjerto	3	3	3	3	0	4	5	8	0	0	2	7	0	0	0	6	10
P/sin injertar	3	3	3	3	0	2	5	7	0	0	3	7	0	0	0	5	10

Tabla 15. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile cascabel (S1-C13)

S1-C13	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	3	7	6	0	0	7	6	0	0	5	8	16
P/sin injertar	3	3	3	3	0	4	7	8	0	0	8	6	0	0	6	8	10

Tabla 16. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile perón (S1-C16)

S1-C16	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
P/sin injertar	3	3	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 17. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile habanero (S1-C17)

S1-C17	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	6	3	2	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	2	5	5	0	0	2	4	0	0	1	2	3
P/sin injertar	3	3	3	3	0	1	4	3	0	0	0	2	0	0	0	2	4

Tabla 18. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-chile campana (S1-C18)

S1-C18	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	3	4	5	0	0	2	4	0	0	1	3	5
P/sin injertar	3	3	3	3	0	3	4	6	0	0	3	3	0	0	3	4	4

Tabla 19. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papita güera-jalapeño rayado (S1-C20)

S1-C20	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	
Injerto	6	3	3	1	0	3	1	1	0	2	0	0	0	0	2	2	1
Autoinjerto	3	3	3	3	0	0	4	4	0	0	0	6	0	0	0	3	5
P/sin injertar	3	3	3	3	0	1	4	6	0	0	1	3	0	0	0	2	4

Los tratamientos que llegaron a los 98 ddi fueron S1-C6, S1-C8, S1-C12 Y S1-C20. Los tratamientos que cumplieron con todas las fases fenológicas fueron S1-C9, S1-C12 y S1-C20 de los cuales S1-C12 y S1-C20 tuvieron frutos maduros.

3.4.2 Fenología de los injertos con el patrón *S.tuberosum*

Los resultados del seguimiento fenológico de los injertos sobrevivientes y sus controles se presentan en las Tablas 20 a la 34.

El tratamiento S2-C5 tuvo decremento en su población de los 35 a los 98 ddi; solo una planta generó botones. Sin embargo, pasados los 98 ddi, fue cuando presentó la floración en dos de sus botones y posterior fructificación, pero, los frutos no llegaron a estado maduro. Cabe mencionar que sus controles cumplieron con todas sus fases fenológicas (tabla 20).

El tratamiento S2-C6 mantuvo viva su población de sobrevivientes sin pasar los 98 ddi sin presentar ninguna fase fenológica, siendo que sus controles cumplieron con la totalidad de éstas hasta la maduración de sus frutos (tabla 21).

Muy a pesar del decremento en la población del tratamiento S2-C7, la última planta sobreviviente fue la que cumplió con todo el ciclo de vida al pasar por todas las etapas fenológicas, y también el fruto tuvo maduración aunque sin presencia de semillas. Los resultados obtenidos en esta planta son similares a los que se obtuvieron en sus dos tipos de controles (tabla 22).

En el caso del tratamiento S2-C8 se tuvieron muy buenos resultados al llegar a cumplir cada una de las etapas fenológicas y con una producción de frutos superior a la de sus controles, sin embargo, de los frutos producidos por la planta, no todos llegaron a la maduración, siendo superada en este sentido por sus controles (tabla 23).

También el tratamiento S2-C9 cumplió con toda su fenología, aunque con diferencias notorias en la floración y fructificación a las de sus controles. Muy a pesar de ello, dos de los frutos producidos por la planta sobreviviente llegó a la maduración (tabla 24).

Por otro lado, el tratamiento S2-C10 no tuvo el mismo éxito a los anteriores, presentando muerte de la planta sobreviviente tiempo después de los 35 ddi. Sus controles siguieron su curso pasando por todas las etapas fenológicas (tabla 25).

En el caso de S2-C11 a pesar de ser una única planta sobreviviente, cumplió con todas las etapas fenológicas, aunque la planta no alcanzó mayor edad al no pasar después de los 98 ddi. Los frutos generados no tuvieron maduración. Su único control autoinjerto también cumplió con todo el ciclo, hasta llegar a la maduración de sus frutos (tabla 26). Cabe mencionar que para este tipo de tratamiento en el que se usó la accesión C11 (*Capsicum annuum*: chile huacle) no se tuvo el material suficiente de planta para ser injertadas, por ello solo se usó un tipo de control con pocas muestras para tratamiento.

S2-C12 también fue un tratamiento que respondió satisfactoriamente al presentar todas las etapas fenológicas muy similar a lo que fue la fenología de sus controles, nada más difiriendo en la cantidad final de frutos maduros a los 164 ddi. Sin embargo, fue de los mejores resultados obtenidos (tabla 27).

También el tratamiento S2-C13 fue el que mejor respondió al resto de los tratamientos, tanto con este tipo de patrón (*S.tuberosum*) y con el patrón *S.cardiophyllum*, al tener la fenología más parecida a la de sus controles y al llegar a la madurez todos los frutos obtenidos de este tratamiento. Aunque, la producción de frutos fue menor a la de sus controles, siendo el control autoinjerto el que mejor producción tuvo (tabla 28).

Contrastando con el caso anterior, el tratamiento S2-C14 no tuvo un desarrollo fenológico favorable y murieron las plantas a los 42 ddi. Sus controles tuvieron un desarrollo normal al cumplir con todo el ciclo fenológico y maduración de los frutos (tabla 29).

El tratamiento S2-C15 tuvo relativamente un desarrollo y fenología normal comparado con sus controles al pasar por todas sus etapas fenológicas, siendo el tercer caso exitoso al llegar a tener fructificación, y que la totalidad de sus frutos llegaron a la maduración, sin embargo, hubo fructificación reducida a diferencia de sus controles, que fue una fructificación al triple de su producción de este tratamiento (tabla 30).

Un caso especial fue el tratamiento S2-C16, el cual, muy a pesar de tener sobrevivencia pasados los 98 ddi, no tuvo desarrollo fenológico al no pasar por ninguna de sus etapas, aunque paso algo similar con los controles ya que presentaron tardíamente botones florales, floración y fructificación (tabla 31), siendo el control sin injertar el que presentó

fructificación a los 141 ddi, siendo entonces característica de la variedad (*C.pubescens*) que presenta una fenología distinta a las demás especies de *Capsicum*.

El tratamiento S2-C17 tuvo un notable decremento en su población al ser contabilizado un solo ejemplar vivo después de los 35 ddi, sin embargo la planta alcanzó todas las etapas fenológicas y tener la maduración del único fruto que produjo. Los controles presentaron desarrollo de manera normal y maduración en sus frutos (tabla 32).

Otro tratamiento que cumplió con todas las etapas fenológicas fue S2-C18, culminando con un fruto maduro. En cuanto a la producción de frutos, los controles se vieron más productivos y con mejores resultados en frutos maduros (tabla 33).

Finalmente, el tratamiento S2-C20 tuvo plantas sobrevivientes a los 90 ddi, únicamente teniendo aparición de botones a los 77 ddi, sin pasar por los posteriores sucesos fenológicos. Sin embargo, los controles tuvieron un desarrollo y fenología normal, tendiendo producción de fruto y maduración de éstos (tabla 34).

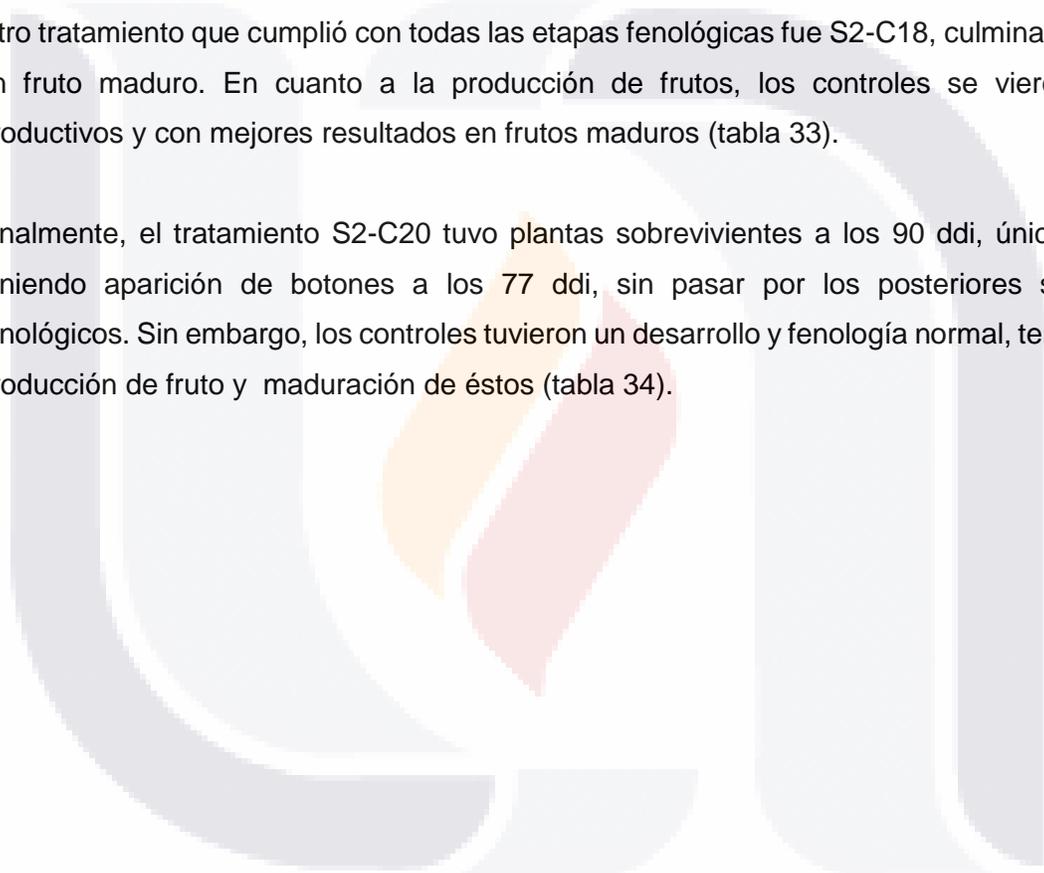


Tabla 20. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile ancho (S2-C5)

S2-C5	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros	
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164	
Injerto	4	3	2	1	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	4	5	5	0	0	1	5	0	0	1	5	2	
P/sin injertar	3	3	3	3	0	2	5	6	0	0	1	3	0	0	1	4	3	

Tabla 21. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile pasilla (S2-C6)

S2-C6	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros	
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164	
Injerto	4	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	4	5	6	0	0	2	3	0	0	1	3	4	
P/sin injertar	3	3	3	3	0	4	5	4	0	0	2	3	0	0	3	4	4	

Tabla 22. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile guajillo (S2-C7)

S2-C7	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros	
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164	
Injerto	5	2	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	1	
Autoinjerto	3	3	3	3	0	0	5	5	0	0	0	3	0	0	0	3	3	
P/sin injertar	3	3	3	3	0	1	4	5	0	0	1	2	0	0	0	1	3	

Tabla 23. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile de agua (S2-C8)

S2-C8	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	2	1	1	1	0	0	7	3	0	0	4	0	0	0	0	8	2
Autoinjerto	3	3	3	3	0	2	5	4	0	2	3	1	0	0	2	2	3
P/sin injertar	3	3	3	3	0	1	5	5	0	1	3	4	0	0	2	2	4

Tabla 24. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile de árbol (S2-C9)

S2-C9	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	2	2	2	1	0	1	4	1	0	0	1	0	0	0	2	2	1
Autoinjerto	3	3	3	3	0	2	5	11	0	0	2	11	0	0	0	13	16
P/sin injertar	3	3	3	3	0	3	5	8	0	2	2	10	0	0	2	14	14

Tabla 25. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile puya (S2-C10)

S2-C10	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	0	5	5	0	0	2	4	0	0	0	5	5
P/sin injertar	3	3	3	3	0	0	3	4	0	0	1	4	0	0	0	4	5

Tabla 26. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile huacle (S2-C11)

S2-C11	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	1	1	1	1	0	0	5	0	0	0	3	0	0	0	0	2	0
Autoinjerto	1	1	1	1	0	2	5	4	0	0	1	4	0	0	0	2	2
P/sin injertar	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Tabla 27. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile cora (S2-C12)

S2-C12	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	4	2	2	2	0	5	2	0	0	4	4	0	0	0	5	6	3
Autoinjerto	3	3	3	3	0	4	5	8	0	0	4	7	0	0	0	6	10
P/sin injertar	3	3	3	3	0	2	5	7	0	0	3	7	0	0	0	5	10

Tabla 28. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile cascabel (S2-C13)

S2-C13	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	3	2	2	2	0	5	7	3	0	0	3	1	0	0	7	6	6
Autoinjerto	3	3	3	3	0	3	7	6	0	0	7	6	0	0	5	8	14
P/sin injertar	3	3	3	3	0	4	7	8	0	0	8	6	0	0	6	8	10

Tabla 29. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile bolita (S2-C14)

S2-C14	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros	
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164	
Injerto	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	2	11	6	0	0	1	6	0	0	0	6	12	
P/sin injertar	3	3	3	3	0	0	14	5	0	0	0	4	0	0	0	5	12	

Tabla 30. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile amarillo (S2-C15)

S2-C15	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros	
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164	
Injerto	3	2	1	1	0	5	10	4	0	0	3	3	0	0	2	5	5	
Autoinjerto	3	3	3	3	0	3	10	7	0	0	1	5	0	0	0	9	15	
P/sin injertar	3	3	3	3	0	3	18	7	0	0	3	6	0	0	0	10	15	

Tabla 31. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile perón (S2-C16)

S2-C16	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros	
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164	
Injerto	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
P/sin injertar	3	3	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 32. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile habanero (S2-C17)

S2-C17	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	3	1	1	1	0	2	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1
Autoinjerto	3	3	3	3	0	2	5	5	0	0	2	4	0	0	1	2	3
P/sin injertar	3	3	3	3	0	1	4	3	0	0	0	2	0	0	0	2	4

Tabla 33. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-chile campana (S2-C18)

S2-C18	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	5	3	2	2	1	1	3	2	0	0	2	1	0	0	0	2	1
Autoinjerto	3	3	3	3	0	3	4	5	0	0	2	4	0	0	1	3	5
P/sin injertar	3	3	3	3	0	3	4	6	0	0	3	3	0	0	3	4	4

Tabla 34. Evaluación fenológica a los 35, 56, 77 y 98 ddi de las plantas sobrevivientes del tratamiento papa blanca-jalapeño rayado (S2-C20)

S2-C20	Plantas vivas				\bar{X} Botones florales/planta				\bar{X} Flores/planta				\bar{X} Frutos/planta				\bar{X} Frutos maduros
	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	35	56	77	98	164
Injerto	4	2	2	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Autoinjerto	3	3	3	3	0	0	4	4	0	0	0	6	0	0	0	3	5
P/sin injertar	3	3	3	3	0	1	4	6	0	0	1	3	0	0	0	2	4

Los tratamientos que sobrevivieron a los 98 ddi fueron S2-C5, S2-C7, S2-C8, C2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C16, S2-C17 y S2-C18. Los tratamientos que cumplieron todas las fases fenológicas fueron S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18 de los cuales los que lograron tener frutos maduros fueron S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18.

3.4.3 Producción de frutos y tubérculos

Los resultados de producción de frutos y tubérculos con patrón *S. cardiophyllum* se presentan en las figuras de la 15 a la 22 y con el patrón *S. tuberosum* de la 23 a la 44.

Producción de fruto y tubérculo de injertos con patrón S.cardiophyllum (S1)

Los tratamientos S1-C6 y S1-C8 con el patrón *S. cardiophyllum* no tuvieron producción de frutos ni tubérculos, sin embargo los tratamientos S1-C12 y S1-C20 si tuvieron producción de ambos, aunque en la formación de frutos fueron deficientes al tener únicamente un fruto por tratamiento mientras que en la formación de tubérculos tuvieron más éxito los tratamientos S1-C12 y S1-C20.

El tratamiento S1-C6 no tuvo producción de fruto ni tubérculo, a diferencia de sus controles en los que si hubo producción de ambos, siendo el control planta sin injertar el más efectivo al producir frutos y tubérculos más grandes que el autoinjerto (Figura 15 y 16).

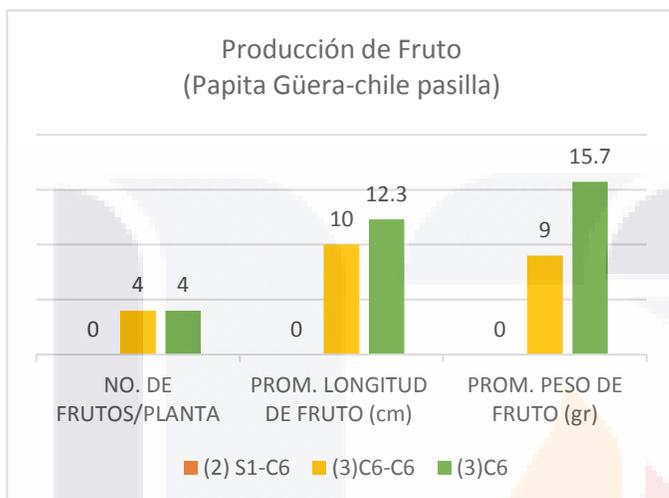


Figura 15 Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S1-C6, C6-C6 y C6. Controles con frutos maduros.

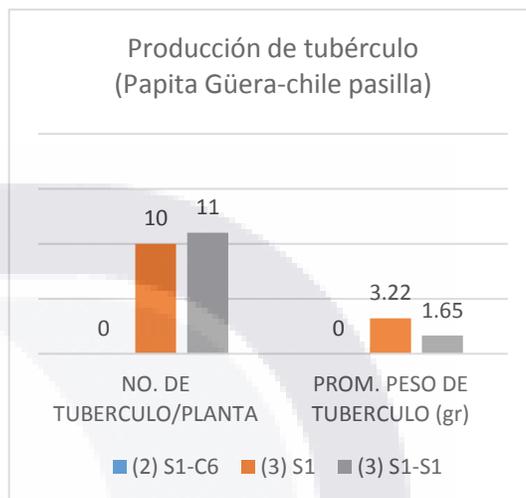


Figura 16 Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S1-C6, S1-S1 y S1.

El tratamiento S1-C8 no tuvo producción de frutos ni tubérculos a diferencia de sus controles quienes sí tuvieron producción de ambas, siendo el control autoinjerto más efectivo en producción de fruto y tubérculo, sin embargo los tubérculos de este control fueron más livianos que los tubérculos generados por la planta sin injertar (Figura 17 y 18).

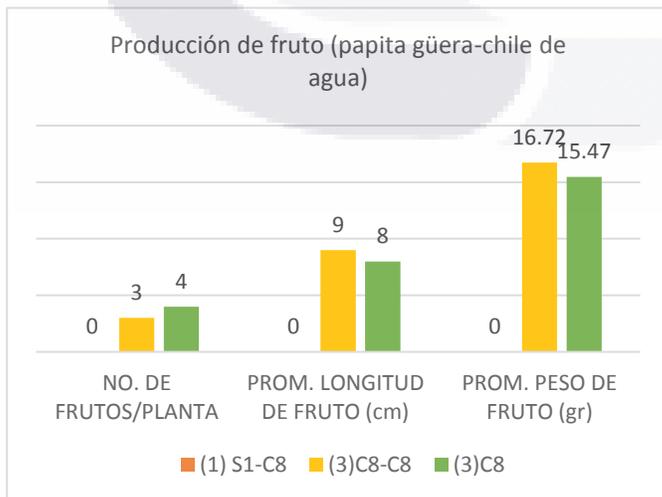


Figura 17. Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S1-C8, C8-C8 y C8. Controles con frutos maduros.

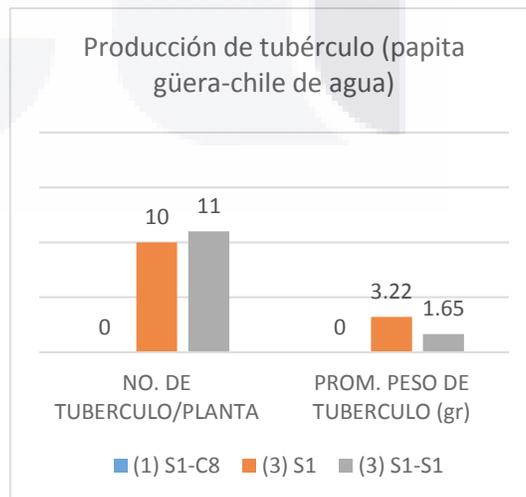


Figura 18. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S1-C8, S1-S1 y S1.

El tratamiento S1-C12 solamente produjo un fruto por planta con las características de que eran más livianos y pequeños a diferencia de los producidos por sus controles. Por otro lado, en cuanto a la producción de tubérculos superó a los controles (Figura 19 y 20).

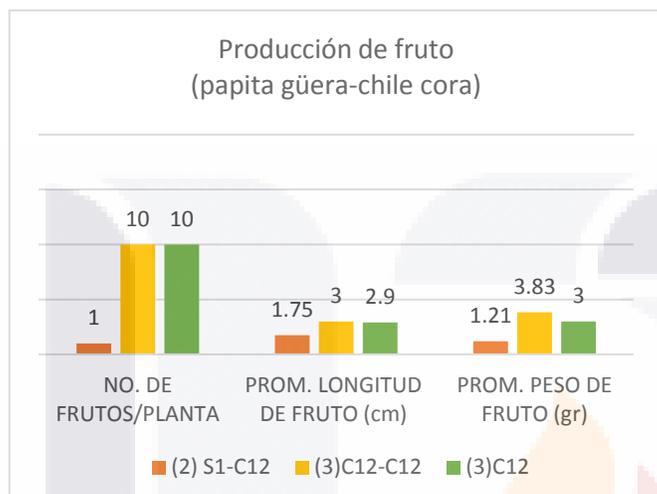


Figura 19. Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S1-C12 con un fruto maduro, C12-C12 y C12 todos los frutos presentes en estado de maduro.

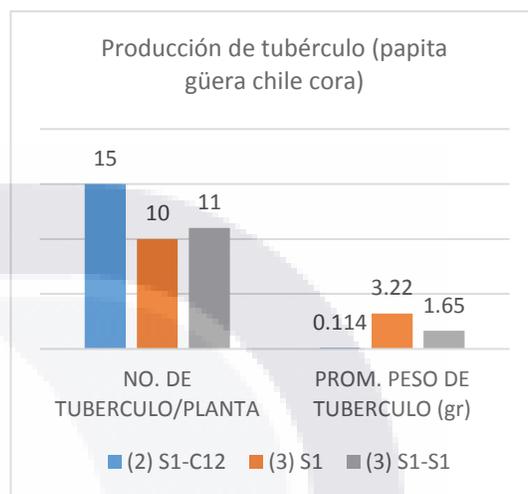


Figura 20. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S1-C12, S1-S1 y S1. De las dos plantas, una sola dio tubérculos.

Algo similar ocurrió con el tratamiento S1-C20 donde también hubo solamente un fruto por planta a diferencia de sus controles donde se tuvo una producción mucho mayor en frutos y tubérculos (Figura 21 y 22).

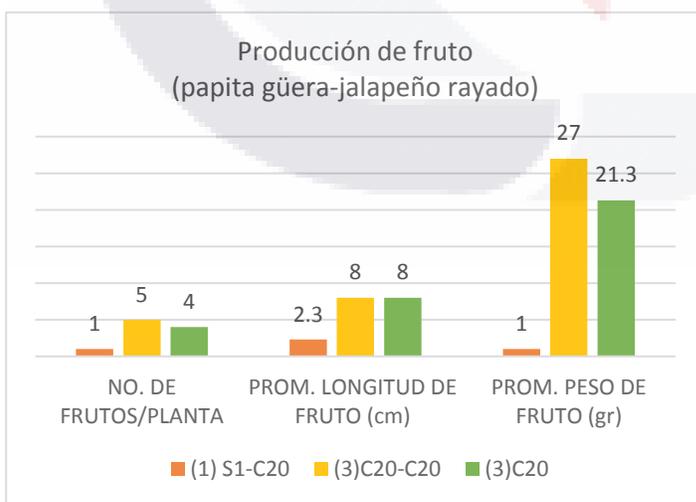


Figura 21. Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S1-C20 con un fruto maduro, C20-C20 y C20 con frutos maduros.

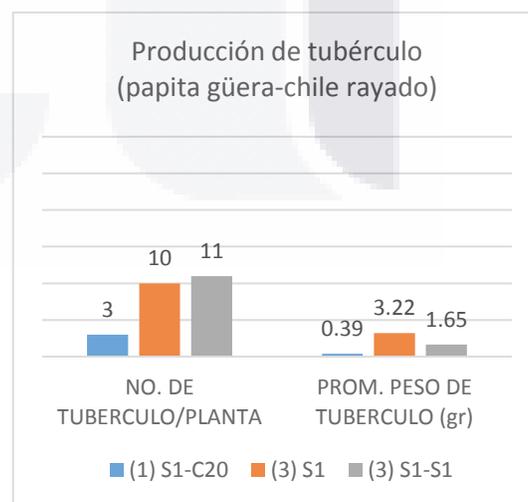


Figura 22. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S1-C20, S1-S1 y S1.

Producción de fruto y tubérculo de injertos con patrón *S.tuberosum* (S2)

Producción con patrón *S.tuberosum*

Para los tratamientos con el patrón *S.tuberosum*, los resultados de producción fueron más satisfactorios al tener formación de frutos en 10 de los 11 tratamientos que llegaron a los 164 ddi. Cabe mencionar que la totalidad de los 11 tratamientos tuvieron producción de tubérculos superando a los controles, sin embargo, los controles superaron a los tratamientos en el promedio de peso de los tubérculos.

Los resultados de producción en el tratamiento S2-C5 muestran dos frutos que aparecieron 117 ddi, por lo tanto en día de evaluación (164 ddi) estos frutos aún estaban en estado inmaduro. La producción de frutos en este tratamiento fue igual a la de sus controles, sin embargo los frutos fueron más pequeños y ligeros. Para la producción de tubérculos el injerto superó a los controles, sin embargo los tubérculos de los controles fueron más pesados y grandes (Figura 23 y 24).

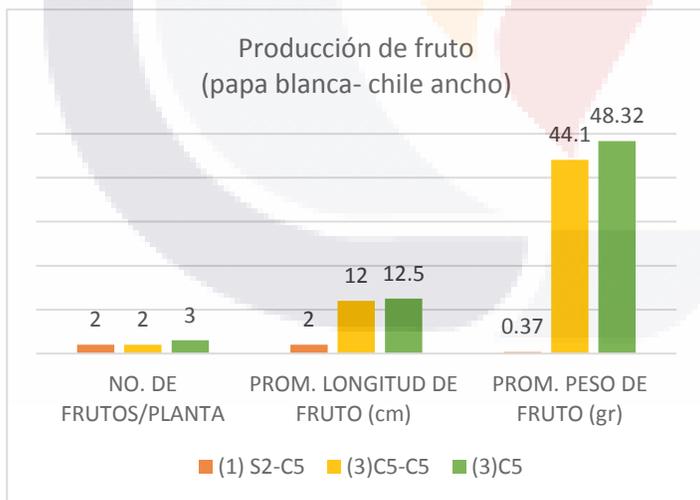


Figura 23 Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S2-C5 con dos frutos inmaduros, C5-C5 y C5 con frutos maduros.

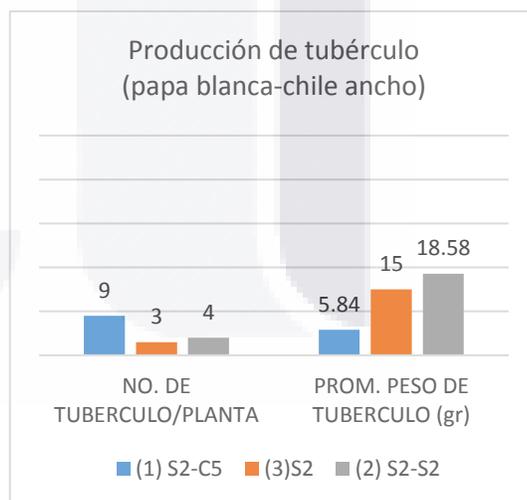


Figura 24. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C5, S2-S2 y S2.

El tratamiento S2-C7 no fue igual de efectivo que sus controles en la producción de fruto, sin embargo en la producción de tubérculos fueron iguales pero con pesos más livianos (Figura 25 y 26).

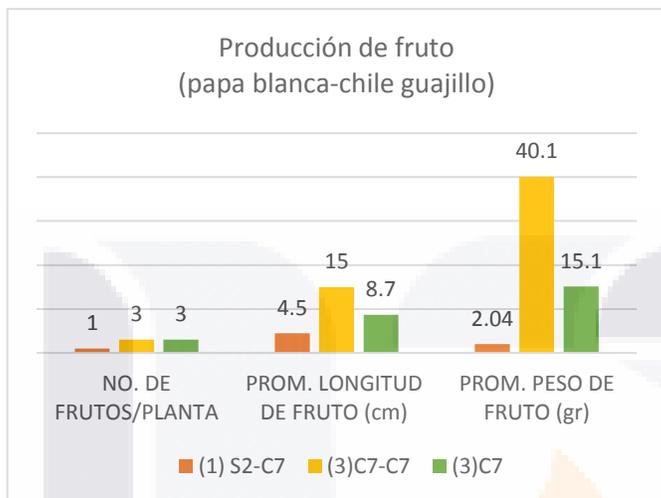


Figura 25. Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S2-C7 con un fruto maduro, C7-C7 y C7 con frutos maduros.

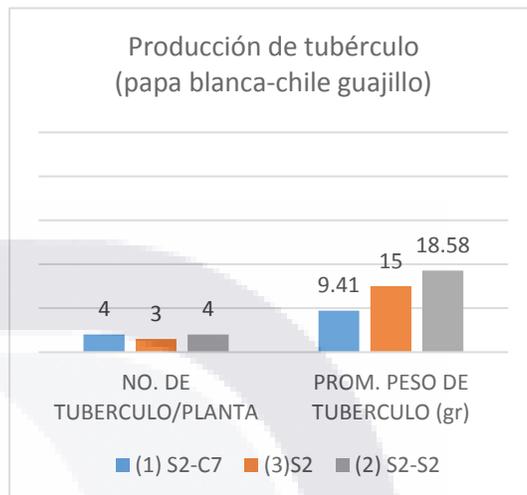


Figura 26. Gráfica de producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C7, S2-S2 y S2.

El tratamiento S2-C8 tuvo producción de fruto menor a la de sus controles, sin embargo, en la producción de tubérculos fueron similares en el número de tubérculos por planta y en el peso de estos (Figura 27 y 28).

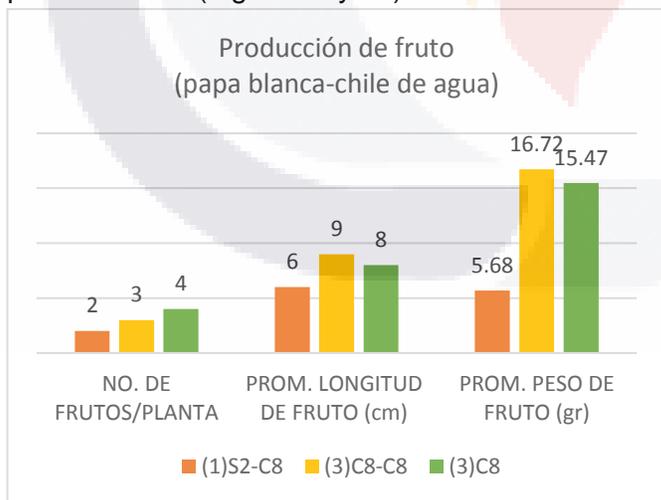


Figura 27 Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S2-C8 con dos frutos maduros, C8-C8 y C8 con frutos maduros.

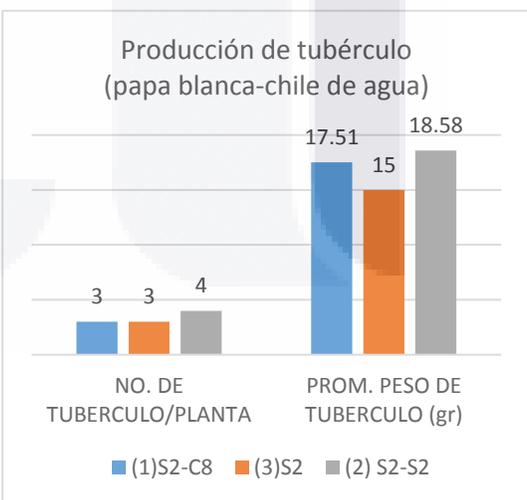


Figura 28. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C8, S2-S2 y S2.

La producción de frutos en el tratamiento S2-C9 fue muy deficiente comparada con sus controles. En cuanto a la producción de tubérculo en número fueron iguales pero en peso fueron bajos en comparación a los controles (Figura 29 y 30).

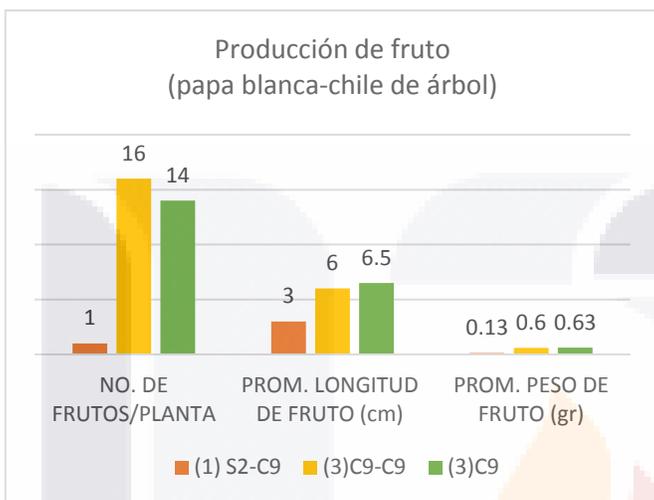


Figura 29. Producción de fruto a los 164 ddi en los tratamientos S2-C9 con un fruto maduro, C9-C9 y C9 con frutos maduros.

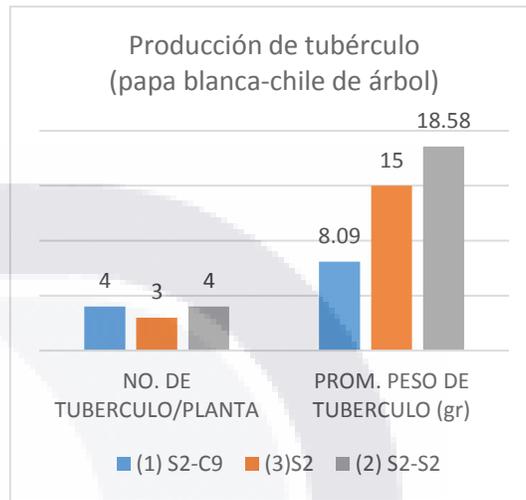


Figura 30. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C9, S2-S2 y S2.

El tratamiento S2-C11 produjo lo mismo que el control autoinjerto. El fruto no pudo ser pesado debido a que no llegó a la madurez. Los frutos de los autoinjertos a los 164 ddi estaban maduros. En la producción de tubérculo el injerto superó en número a los controles pero en peso fueron más livianos (Figura 31 y 32). No hubo control "planta sin injertar" por falta de material biológico.

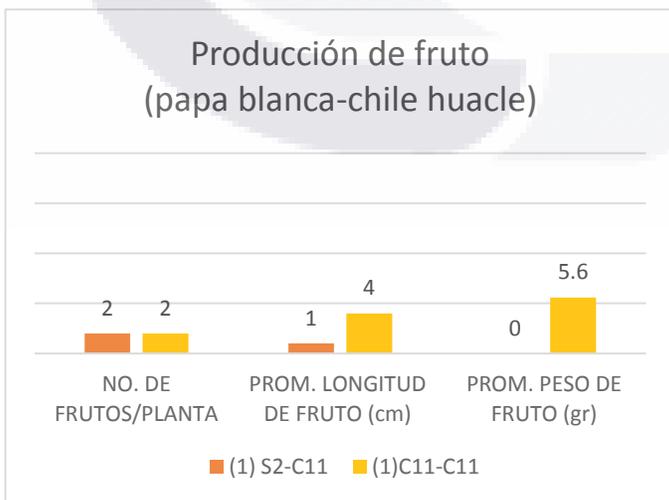


Figura 31. Producción de frutos donde a los 105 ddi hubo aparición de frutos en el tratamiento S2-C11 pero no llegaron a la maduración.

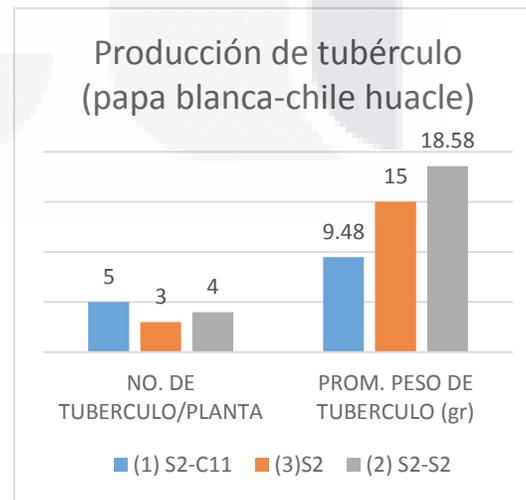


Figura 32. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C11, S2-S2 y S2.

El tratamiento S2-C12 fue deficiente en la producción de frutos, aunque en la producción de tubérculos supero en número a los controles (Figura 33 y 34).

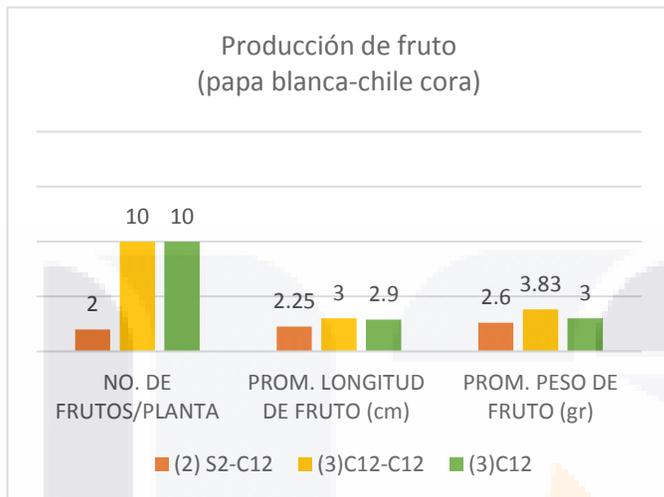


Figura 33. Producción de fruto a los 164 ddi. De los tratamientos S2-C12 con un total de 3 frutos maduros. Los controles C12-C12 y C12 con frutos maduros.

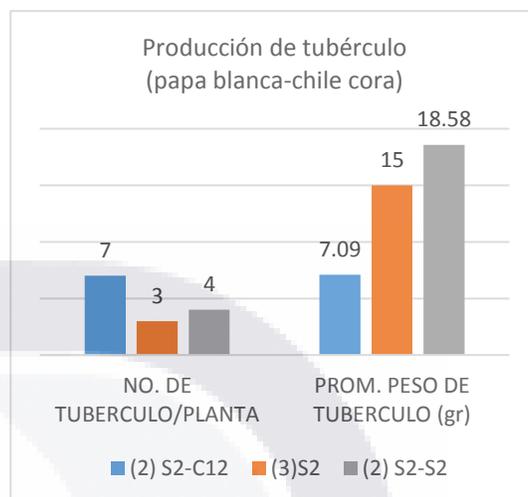


Figura 34. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C12 con un total de 14 tubérculos, S2-S2 y S2.

Los injertos S2-C13 produjeron menos frutos que los controles, sin embargo sus características de peso y talla fueron similares. En la producción de tubérculos, en cantidad fue la misma comparada con sus controles aunque en peso fueron menor (Figura 35 y 36).

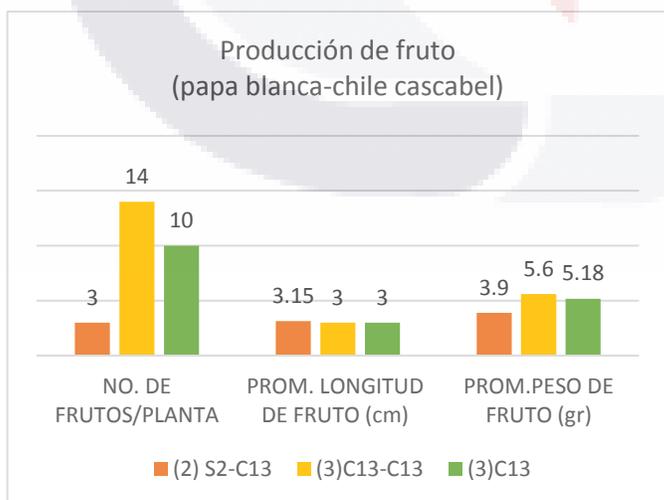


Figura 35. Producción de fruto a los 164 ddi. De los tratamientos S2-C13 con un total de 3 frutos maduros. Los controles C13-C13 y C13 con frutos maduros

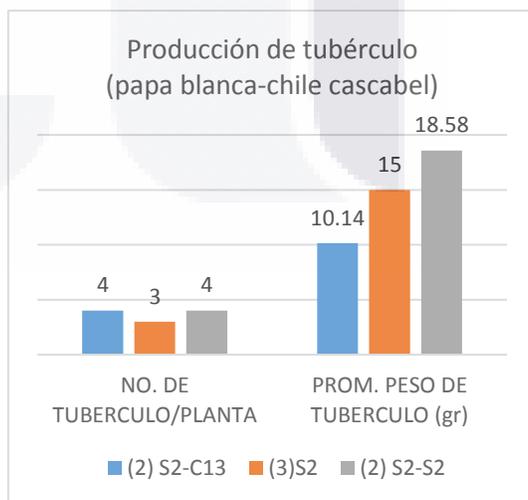


Figura 36. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C13 con un total de 14 tubérculos, S2-S2 y S2

El injerto S2-C15 Tuvo una menor producción de frutos en comparación con sus controles aunque produjo más tubérculos aunque más livianos que los controles (Figura 37 y 38).

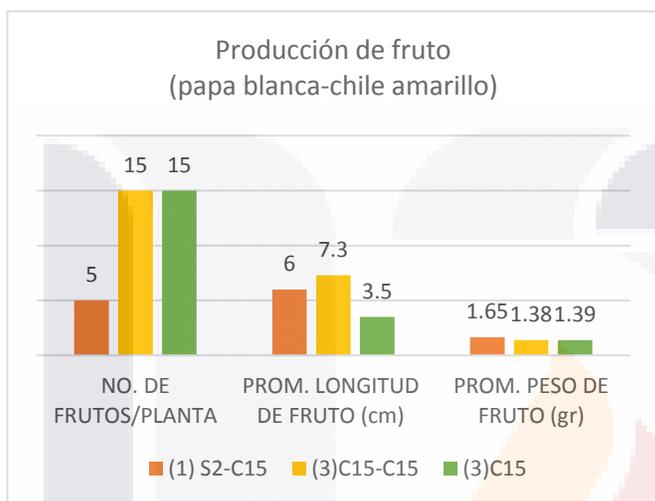


Figura 37. Producción de fruto a los 164 ddi. De los tratamientos S2-C15 con un total de 5 frutos maduros. Los controles C15-C15 y C15 con frutos maduros.

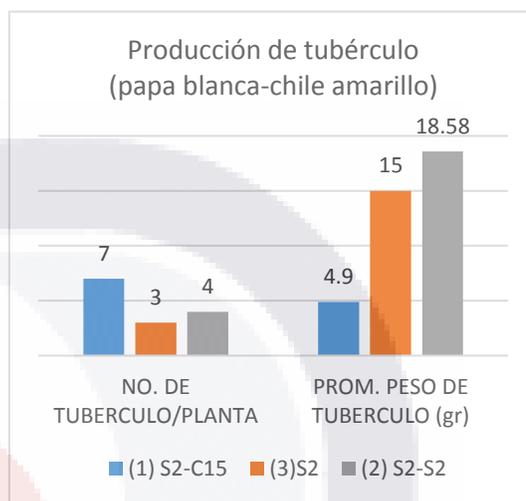


Figura 38. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C15 con un total de 7 tubérculos, S2-S2 y S2.

El injerto S2-C16 no tuvo producción de frutos al igual que sus controles, sin embargo, sí tuvieron producción de tubérculos, aunque el injerto en menor cantidad que los controles (Figura 39 y 40).

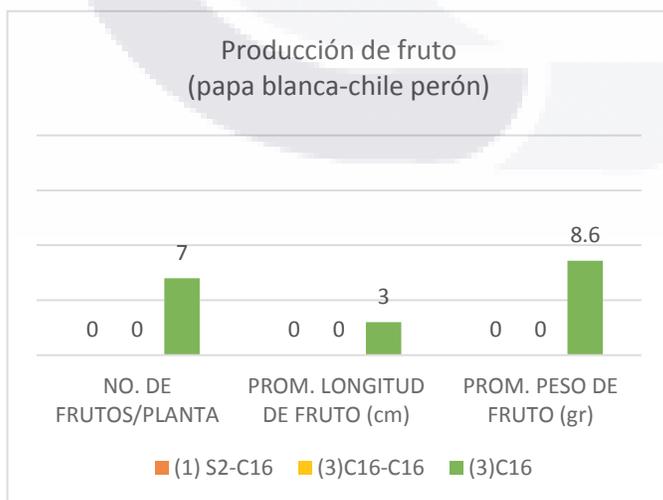


Figura 39. Producción de fruto de los tratamientos S2-C16, C16-C16 y C16 donde a los 164 ddi presentó fructificación pero a este tiempo se reportó inmadura

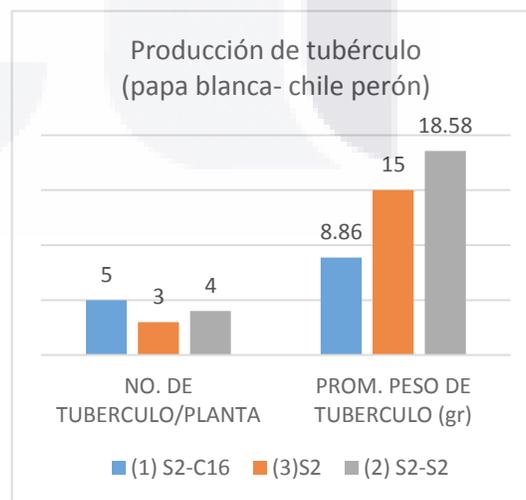


Figura 40. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C16 con un total de 7 tubérculos, S2-S2 y S2.

La producción de frutos en injertos S2-C17 fue baja comparada con sus controles, sin embargo en la producción de tubérculos fue mayor aunque con pesos menores a la de sus controles (Figura 41 y 42).

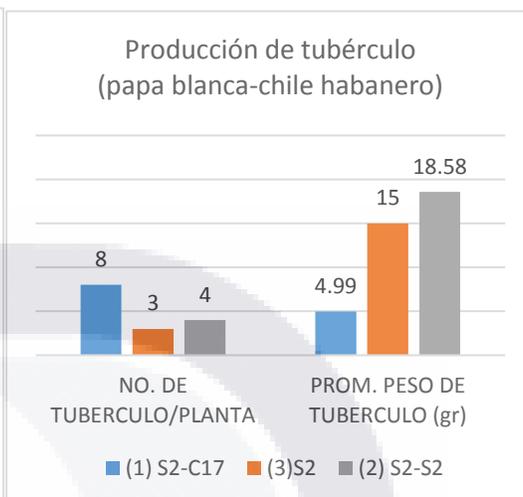
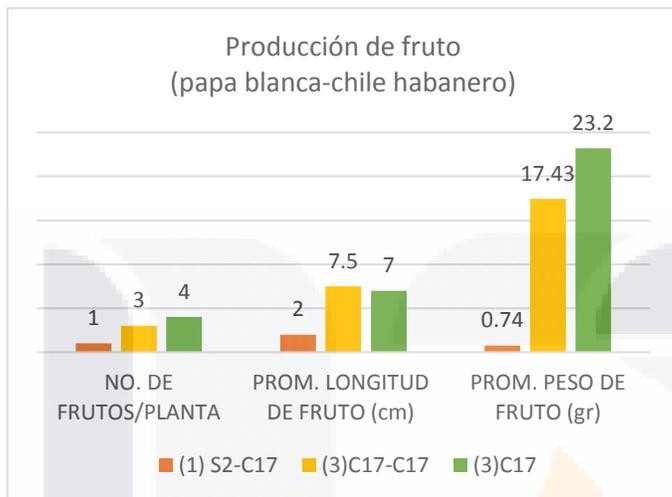


Figura 41. Producción de fruto a los 164 ddi. De los tratamientos S2-C17 con un fruto maduro. Los controles C17-C17 y C17 con frutos maduros

Figura 42. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C17 con un total de 8 tubérculos, S2-S2 y S2.

La producción de los injertos S2-C18 también fue baja comparada con los controles. Sin embargo en la producción de tubérculo fueron similares aunque en menor peso (Figura 43 y 44).

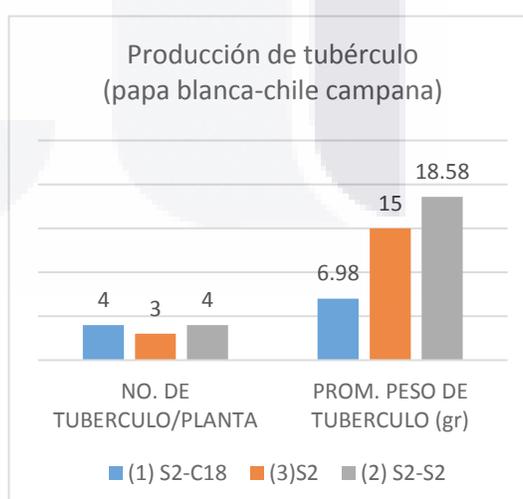
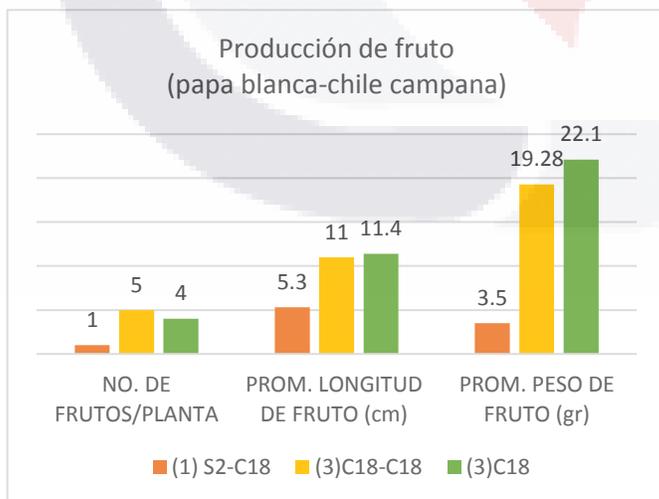


Figura 43. Producción de fruto a los 164 ddi. De los tratamientos S2-C18 con un fruto maduro y los controles C18-C18 y C18 con frutos maduros.

Figura 44. Producción de tubérculo a los 164 ddi en los tratamientos S2-C18 con un total de 4 tubérculos, S2-S2 y S2.

3.5 DISCUSIÓN

Los resultados del desarrollo, fenología y producción fueron muy variados, los cuales dependieron principalmente del tipo de patrón silvestre o domesticado y el tipo de tratamiento.

Fenología

Se observó que los injertos con patrón *S.tuberosum* tuvieron un mejor desarrollo fenológico, pues de los 15 tratamientos que superaron los 35 ddi, 10 de ellos llegaron a la fructificación los cuales fueron papa blanca- chile ancho, papa blanca- chile guajillo, papa blanca- chile de agua, papa blanca- chile de árbol, papa blanca- chile huacle, papa blanca- chile cora, papa blanca-chile cascabel, papa blanca- chile amarillo, papa blanca-chile habanero y papa blanca- chile campana (S2-C5, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18, respectivamente). Las características fenológicas de estos injertos fueron parecidas a las de los controles, pues cumplieron cada una de las etapas simultáneamente a la de los controles, sin embargo el tiempo de vida de los injertos fue más corto.

Los tratamientos “injerto” con mejores resultados con enfoque en desarrollo de la planta, ciclo y tiempo de vida, en orden de importancia fueron papa blanca-chile cascabel (S2-C13), papa blanca-chile amarillo (S2-C15), papa blanca-chile de agua (S2-C8) y papa blanca-chile cora (S2-C12).

El tratamiento S2-C13 (papa blanca-chile cascabel) característicamente fue el mejor tratamiento comparado con sus controles pues su desarrollo y fenología fue muy similar a los controles. Cabe mencionar que este tratamiento fue el que más tiempo de vida tuvo de todos los tratamientos experimentales.

De los 10 tratamientos que superaron los 35 ddi con el patrón *S.cardiophyllum*, solamente tres llegaron a la fructificación S1-C9, S1-C12 y S1-C20 (papita güera- chile de árbol, papita güera- chile cora y papita güera - jalapeño rayado respectivamente). Cabe señalar que de estos tratamientos solo se tenía una planta sobreviviente que mostraron deficiencias en su crecimiento y desarrollo.

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

Es importante mencionar que los injertos con mejores resultados fueron los que tenían como variedad a la especie *C. annuum* en su mayoría, también tuvo respuesta favorable la especie *C. frutescens*.

Con la información anteriormente descrita, se puede apreciar que la caracterización de incompatibilidad no es un proceso simple, porque las combinaciones de injerto pueden unirse inicialmente con éxito aparente, pero poco a poco desarrollan síntomas de incompatibilidad, ya sea debido a un fallo en la unión o el desarrollo de patrones anormales de crecimiento (Kawaguchi *et al.*, 2008), pudiendo desarrollar inicialmente frutos pero que no culminen en maduración, aparición de frutos pero deficientes en tamaño, plantas con poco desarrollo y corta vida, y más tratándose de injertos intergenéricos donde la dificultad de compatibilidad aumenta.

Estas aparentes deficiencias y signos de incompatibilidad según Ives *et al.*, (2012) pudieron deberse a la incompatibilidad anatómica y bioquímica, pues ellos describieron que los injertos entre *Capsicum* y otros miembros de la familia *Solanaceae*, la incompatibilidad anatómica se debe a la falta de o disminución en el número de haces vasculares diferenciados en la unión del injerto, por lo que se inhibe el transporte de nutrientes entre los portainjertos y la variedad.

Aparte de los síntomas de incompatibilidad mencionados, también se presentan en injertos con solanáceas, vena violácea, clorosis de las hojas y defoliación, llevado a retrasos en el crecimiento de la planta y la posterior muerte. Así pues, para predecir la incompatibilidad se basan en los síntomas externos, tales como la presencia de callo, la muerte o la disminución del crecimiento vegetativo y en el vigor de la variedad, también grandes variaciones en el crecimiento del injerto y patrón (Ives *et al.*, 2012), siendo esta una de las características más frecuentes en los injertos *Capsicum-Solanum*. Estos síntomas se presentaron en los injertos intergenéricos de la presente investigación siendo el más frecuente la disminución del crecimiento de las plantas y de la variedad.

Estudios anteriores han determinado la dificultad de injertar el género *Capsicum* fungiendo como patrón o como variedad en otras solanáceas, según el estudio realizado por Kawaguchi *et al.*, (2008), que injertaron en diferentes combinaciones tres especies de solanáceas, *Solanum melongena*, *S. Lycopersicum*, y *Capsicum annuum* participando

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

como variedad y portainjerto, con el fin de determinar el grado de incompatibilidad, y observaron que el principal factor que interviene en su incompatibilidad es a causa de las discontinuidades en los haces vasculares en la unión del injerto, impidiendo la translocación de nutrientes minerales y agua entre la variedad y el portainjerto; estas observaciones fueron basadas en los resultados obtenidos en los injertos de *Capsicum annum*- *Solanum lycopersicum* y *Solanum lycopersicum* – *Capsicum annum*, que determinaron son completamente incompatibles. Sin embargo, cuando injertaron entre miembros del mismo género *Capsicum*-*Capsicum*, los resultados fueron satisfactorios y con producción de frutos más amplio, fenómeno que se vio en los controles autoinjertos en esta investigación.

Cabe mencionar que la incompatibilidad de los injertos varía dependiendo de la combinación entre variedad y patrón. El injerto dentro de la misma especie es generalmente exitoso y se usa ampliamente. Sin embargo, el injerto entre diferentes especies con frecuencia conduce a problemas de incompatibilidad fenológica pero no todos los casos.

Producción de fruto y tubérculo

Los injertos con el patrón *S. cardiophyllum* que generaron frutos fueron los tratamientos S1-C12 y S1-C20 con solo un fruto por planta los cuales tuvieron maduración, y el fruto obtenido de S1-C9 murió al poco tiempo. Los frutos de estos tratamientos fueron pocos y pequeños en comparación con sus controles y también la formación de tubérculos se vio deficiente, ya que a pesar de haberlos generado su peso fue inferior a sus controles.

Los frutos generados de los injertos con patrón *S. tuberosum* solo ocho tratamientos tuvieron frutos que llegaron a la maduración (S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18), sin embargo la producción, peso y talla de los frutos fue menor a los controles.

Por otra parte, la producción de los tubérculos se vio significativamente beneficiada en todos los tratamientos sobrevivientes con patrón domesticado a los 164 ddi pues superaron la producción de los controles, aunque sus pesos fueron menores a la de estos.

El tratamiento S2-C8 (papa blanca-chile de agua) produjo hasta ocho frutos en la planta sobreviviente y solo dos de ellos llegaron a la maduración con talla y peso menores a los controles. Por otro lado, los controles autoinjerto y planta sin injertar produjeron tres y cuatro frutos respectivamente los cuales todos llegaron a la maduración. En la producción y peso de tubérculos de este mismo tratamiento no hubo diferencia entre el injerto y sus controles, determinando que el proceso de injertación no afectó la tuberización de la planta.

En el tratamiento S2-C12 (papa blanca-chile cora) la producción de fruto maduro fue muy baja en comparación con los controles, sin embargo en la talla y peso de los frutos fueron muy similares, aunque en el control autoinjerto fue donde se obtuvieron los mejores resultados en talla y peso, infiriendo que podría aplicarse el autoinjerto en el chile cora para mejorar el calibre del fruto. El injerto produjo más tubérculos, sin embargo fueron más ligeros que los tubérculos obtenidos de los controles.

La producción de fruto del tratamiento S2-C13 fue menor que la de los controles, aunque en la talla, peso y maduración fueron similares. La producción de tubérculos fue igual a la de los controles pero con pesos menores.

El tratamiento S2-C15 (papa blanca-chile amarillo) tuvo una producción dos veces menor a la de sus controles pero la talla de los frutos fue similar a la del autoinjerto y mayor que frutos de la planta sin injertar. El peso de los frutos de la planta injertada fue mayor. Por otra parte, en la producción de los tubérculos superó a los controles, sin embargo fueron mucho más ligeros.

El tratamiento S2-C11 produjo frutos que no llegaron a la madurez y sufrieron pudrición. El tratamiento S2-C16 no produjo frutos y sus controles produjeron frutos más tardíamente al resto de los controles. Esto fue debido a que la accesión C16 pertenecía a la especie *C. pubescens* que requiere de clima más húmedo y estar en elevaciones entre 1200 y 3000 msnm en lugares fríos con temperaturas de 5 a 15 °C (Montes-Hernández 2010), siendo que el sitio donde se encontraban los tratamientos tenían temperaturas elevadas de 25° C y una elevación de 1928 msnm.

El resto de los tratamientos experimentales no mostraron tener un patrón en la producción de frutos y tubérculos, ya que cada uno de ellos dependiendo de la combinación tuvo

resultados diferentes; cabe mencionar que la producción de los frutos en los injertos nunca fue mayor a la de los tubérculos o tuvieron producciones iguales.

Los controles autoinjerto de *Capsicum* spp. C7-C7, C8-C8, C12-C12, C13-C13, C15-C15 y C18-C18 tuvieron mayor producción y mejores tallas y pesos que las plantas sin injertar, infiriendo que estas variedades de *Capsicum* tienen buena respuesta al ser injertadas en sí mismas y obtener mejores resultados en la producción de frutos.

Cuando la compatibilidad existe entre las especies se manifiesta en el rendimiento de la planta y la calidad de los frutos, observación hecha por Mohan *et al.*, (2015) basada en los injertos entre *Solanum lycopersicum* en variedades de *Solanum melongena*. Observaron que el haber injertado influyó significativamente en el rendimiento y cantidad de los frutos tanto en condiciones alteradas como normales en comparación con los autoinjertados y las plantas no injertadas.

Sin embargo, los patrones que usaron estos autores ya han sido estudiados y se sabe que pueden ser buenos patrones por las características con las que cuentan estas plantas, sin embargo *Solanum cardiophyllum* y *Solanum tuberosum* no han sido probados como patrones o portainjertos, viendo de esta forma la importancia de la exploración en estas solanáceas.

Se destaca la importancia que tiene el elegir el patrón adecuado, pues en este trabajo se infiere que el patrón tuvo efectos sobre la variedad, pues la cantidad de frutos nunca superó la producción de tubérculos, o fueron producciones parecidas, aunque si se hicieran estudios bioquímicos en tubérculo y fruto, la inferencia se convertiría en una aseveración.

Por ejemplo Miguel *et al.*, (2004) en su investigación de injertos en cucurbitáceas, usaron como patrón *Cucurbita* spp. demostraron que el efecto del patrón en los diferentes parámetros de rendimiento como la formación de flores, tamaño y cantidad de frutos era solo un componente menor del efecto global sobre su rendimiento; suponiendo que podía ser modificadas las propiedades bioquímicas y fisiológicas del fruto, pudiéndole atribuir características benéficas o negativas incrementando o disminuyendo compuestos activos acumulados en el fruto.

También Huang *et al.*, (2009) usaron el mismo género como patrón y observaron en sus experimentos que el portainjertos no tuvo ningún efecto significativo sobre el peso medio del fruto, pero tuvo un efecto significativo en el número de frutos y su rendimiento. Por su parte Miguel *et al.*, (2004) dijeron que en el uso del patrón *C. máxima* x *C. moschata* que es un híbrido, aumentó el tamaño de los frutos, pues tuvo un efecto potenciador directo sobre el crecimiento y el tamaño del fruto, cualidades atribuidas por el proceso de injertado (Gisbert *et al.*, 2011); en base a estas observaciones, se infiere que dependiendo del tipo de patrón es el efecto que se tiene sobre la planta injertada.

También, la cosecha oportuna antes o después de la maduración del fruto, puede influenciar de manera significativa a la translocación de compuestos (Huang, Tang, Cao, & Bie, 2009), ya que algunas investigaciones han proporcionado pruebas en las que los portainjertos *Cucurbita* pueden deteriorar la calidad del fruto del pepino en un determinado tiempo de cosecha tardío. Pudiera ocurrir lo mismo en los injertos en solanáceas, en este caso en los injertos *Capsicum-Solanum*, donde ambos pudieran translocar algunos compuestos propios de la planta hacia el fruto o hacia el tubérculo, aportando beneficios o en su defecto acumulación de solanina o capsaicina.

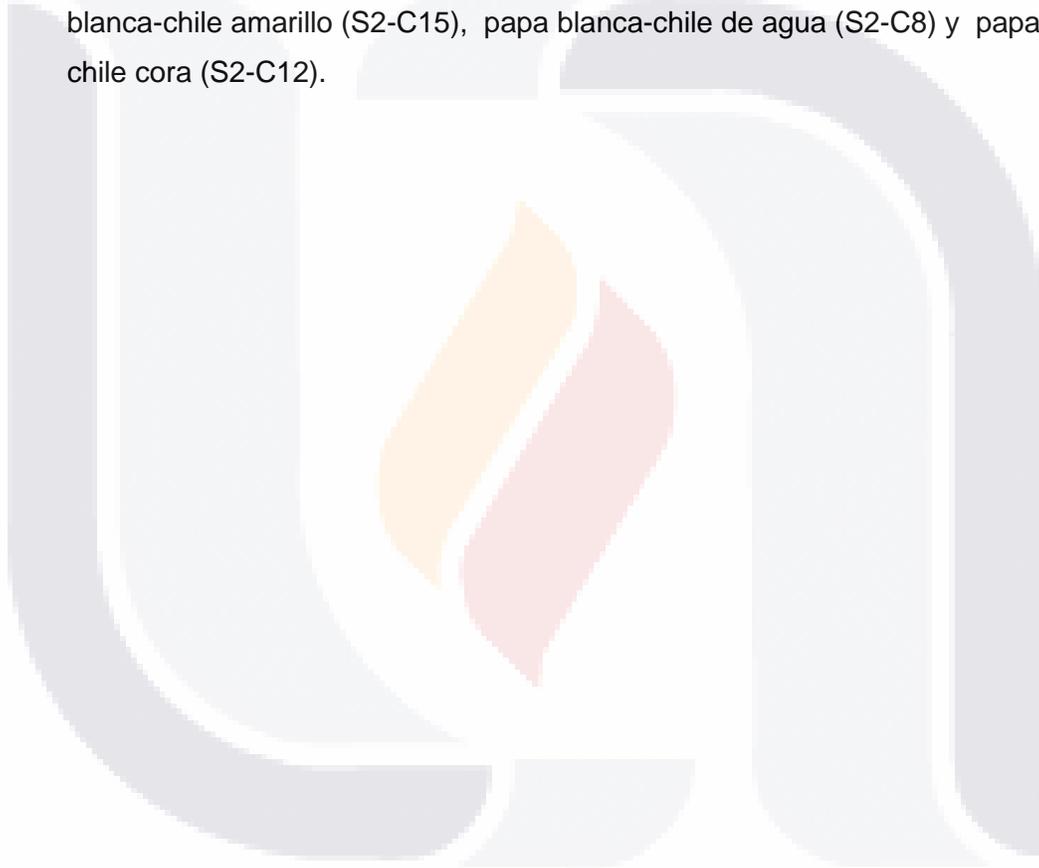
Es por ello que Gisbert *et al.*, (2011) aclaran que se tiene que tener certeza y claridad en el uso de portainjertos, y tener una buena y adecuada selección de combinaciones patrón-variedad, para que no se presenten efectos deletéreos, por ello la importancia de las pruebas y experimentos antes de darles un uso.

Ives *et al.*, (2012) reportaron el éxito obtenido en injertos con *Capsicum chinense* en *Solanum melongena*, al tener un 100% de sobrevivencia en los injertos sometidos a un estrés de salinidad en el suelo; en base a estos resultados se infiere que no en todos los casos *Capsicum* se muestra incompatible con el género *Solanum*; es por ello que los resultados obtenidos en este estudio reafirman que *Capsicum* puede llegar a tener compatibilidad con otra solanáceas, en este caso con *Solanum tuberosum*, pues con este patrón se obtuvieron más y mejores resultados al tener con un ciclo fenológico completo de las plantas injertadas y que generaron frutos que llegaron a la madurez, más haber logrado la producción de tubérculos a la vez.

3.6 CONCLUSIONES

- *S.tuberosum* fue mejor patrón que *S.cardiophyllum* al obtener más tratamientos con efectividad fenológica y productiva.
- La especie *Capsicum annuum* es la especie que mejor reaccionó al proceso de injertación teniendo más y mejores resultados al haber sido injertada en *Solanum*.
- La fenología de los injertos S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18 con patrón *S. tuberosum* fue similar a la de los autoinjertos y a las plantas sin injertar al cumplir con todas las fases fenológicas, sin embargo, la diferencia radicó en el desarrollo de la planta y en la producción de frutos y tubérculos.
- La fenología de los injertos con patrón *S. cardiophyllum* no fue similar a la de sus controles, pues en la mayoría de los tratamientos con este patrón, los injertos no desarrollaron botones, flores y frutos y la variedad no presentó crecimiento.
- Los tratamientos papita güera-chile de árbol (S1-C9), papita güera – chile cora (S1-C12) y papita güera – jalapeño rayado (S1-C20) con el patrón *S.cardiophyllum*, fueron los únicos que produjeron fruto, sin embargo solo los tratamientos papita güera – chile cora y papita güera – jalapeño rayado (S1-C12 y S1-C20 respectivamente) llegaron a la maduración.
- Los tratamientos con el patrón *S.tuberosum* que llegaron a la fructificación fueron papa blanca- chile ancho, papa blanca- chile guajillo, papa blanca- chile de agua, papa blanca- chile de árbol, papa blanca- chile huacle, papa blanca- chile cora, papa blanca-chile cascabel, papa blanca- chile amarillo, papa blanca-chile habanero y papa blanca- chile campana (S2-C5, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18, respectivamente), de los cuales ocho tuvieron frutos que llegaron a la maduración (S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18) aunque la producción en los controles fue mejor y mayor..

- El control autoinjerto en *Capsicum* spp. fue el mejor en producción de fruto superando al control de planta sin injertar en la mayoría de los casos.
- La producción de tubérculos en injertos con *S. cardiophyllum* fue mucho menor a la de sus controles y a los injertos con patrón *S. tuberosum*. Todos los injertos con *S. tuberosum* tuvieron producción de tubérculo.
- Las mejores combinaciones fueron papa blanca-chile cascabel (S2-C13), papa blanca-chile amarillo (S2-C15), papa blanca-chile de agua (S2-C8) y papa blanca-chile cora (S2-C12).



IV. ANALISIS HISTOLÓGICO DE *CAPSICUM* Y *SOLANUM*

4.1 RESUMEN

Conocer la anatomía microscópica de las plantas involucradas en un injerto es fundamental para determinar su éxito o fracaso, sobre todo cuando se trata de injertos integénricos o interespecíficos. Sin embargo, muchos estudios de injertos se reducen únicamente a determinar la sobrevivencia y/o a evaluar la producción de los frutos. Son pocos los casos que analizan la compatibilidad con base a observaciones histológicas y del tejido vascular, incluyendo la reparación de haces vasculares, la formación de puentes en las heridas del xilema y el flujo de nutrientes por los vasos del xilema. El presente capítulo tuvo como objetivo analizar la histología de los cortes de tallos de las especies de *Capsicum* y *Solanum* involucradas en cada injerto con el fin de explicar las diferencias en sobrevivencia a partir de la compatibilidad tisular. El estudio histológico se llevo a cabo con muestras de tallo de las 16 accesiones de *Capsicum* y de las dos especies de *Solanum* obtenidas antes de la injertación. También se incluyeron muestras de la región injertada de algunos injertos intergenéricos sobrevivientes. Todas las muestras de tallo para el análisis histológico e independiente de las accesiones de *Capsicum* y de *Solanum* se tomaron al momento de hacer los injertos. Las muestras de tejido injertado se tomaron después del período de aclimatación y solo para los tratamientos o combinaciones con mayor porcentaje de sobrevivencia. Todas las muestras de tejido se fijaron, deshidrataron, aclararon, incluyeron y cortaron siguiendo el mismo protocolo. De cada muestra se obtuvieron cortes transversales con un microtomo. En el caso de las muestras de injertos sobrevivientes se obtuvieron cortes longitudinales de la union entre tallos. Todos los cortes se hicieron de 10 μm y se contrastaron con safranina-verde rápido antes de su montaje. Las muestras fueron observadas y analizadas bajo un microscopio óptico con los objetivos 2.5X, 10X y 40X. Las imágenes de cada muestra fueron captadas a 2.5X y organizadas en un archivo fotográfico con el software Image Pro Plus. Posteriormente, las imágenes selectas de cada muestra fueron analizadas individualmente con el mismo software. En el caso de los cortes transversales provenientes de las muestras de *Capsicum* y *Solanum* se registraron las siguientes variables: diámetro del tallo, grosor del cortex y grosor del xilema. Para las muestras longitudinales de los injertos sobrevivientes se consideraron y registraron las siguientes observaciones: diferencia y/o coincidencia entre diámetros del tallo de la variedad y el patrón; alineación de los anillos del xilema de la variedad y el patrón; presencia de callo o tejido parenquimatoso (regeneración celular) en la región de unión entre los dos

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

tallos. Los datos provenientes de cortes transversales de *Capsicum* y *Solanum* fueron organizados y analizados estadísticamente para probar la significancia de la correlación entre el porcentaje de sobrevivencia del injerto a los 35 ddi (SI35) y las siguientes variables: diferencia entre diámetros del patrón y de la variedad (DD); diferencia entre grosores del cortex de la variedad y el patrón (DGC); diferencia entre grosores del xilema de la variedad y el patrón (DGX). Los cortes transversales mostraron diferencias marcadas en los patrones histológicos y arreglos del sistema vascular entre *Capsicum* y *Solanum*. También se observaron diferencias histológicas más sutiles entre accesiones y/o especies de *Solanum*, y entre accesiones y especies de *Capsicum*. Estas diferencias en los patrones y arreglos tisulares del tallo de *Capsicum* y de *Solanum* podrían explicar parcialmente, las diferencias en los porcentajes de sobrevivencia de injertos observados entre las diferentes combinaciones de *Capsicum* y *Solanum*. Todas las correlaciones de SI con DD, DGC y DGX, independientemente del patrón (*S. cardiophyllum* o *S. tuberosum*), resultaron no significativas ($P > 0.2$), de baja magnitud ($r = -0.002$ a -0.371) y negativas (excepto en un solo caso). Las observaciones de cortes longitudinales del tejido injertado mostraron diferencias importantes entre los diámetros de los tallos injertados (sobre todo con *S. tuberosum*) sin afectar la sobrevivencia, siempre y cuando el xilema estuviera bien alineado al hacer el injerto. En la mayoría de los injertos sobrevivientes se observó regeneración celular y tejido calloso en la unión entre tallos. Se concluye que el análisis histológico permite explicar solo de manera parcial las diferencias en el porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Capsicum* y *Solanum*, ya que el control ambiental (humedad relativa, temperatura, luz y asepsia) durante el proceso de incubación y aclimatación tiene gran relevancia sobre la sobrevivencia de los injertos.

Palabras clave: Anatomía vegetal; *Capsicum*; sobrevivencia; *Solanum*.

4.2 INTRODUCCIÓN

Una técnica para propagar asexualmente a las plantas es el injerto, definido como la unión entre dos fragmentos vegetales: uno es el portainjerto que por medio de un sistema radical y eventualmente de una parte del tallo, suministra los elementos necesarios para el crecimiento de una nueva planta. El otro es el injerto, variedad o scion que aportará las características del vegetal a multiplicar. La soldadura entre el patrón o portainjerto y el injerto o scion se realiza a nivel de las placas generatrices (meristemas secundarios) de las plantas en contacto, siendo indispensable hacerlos coincidir. La unión definitiva está asegurada por la proliferación de los cambium y el enlace de los tejidos floemáticos (que aseguran la conducción) y leñosos (tejidos de sostén). El injerto debe permitir la continuidad en la circulación de la savia (Azcárraga *et al.*, 2010).

Las plantas injertadas suelen mostrar una mayor absorción de agua y minerales en comparación con las plantas auto-arraigadas, como consecuencia del vigoroso sistema radicular utilizado como portainjerto. Durante la formación de la unión del injerto, se observa proliferación de callos (tanto del portainjerto como de la variedad), formación de puentes de callo, diferenciación de tejido vascular nuevo de células callosas y producción de xilema y floema secundarios (Martínez-Ballesta *et al.*, 2010).

Según Martínez-Ballesta *et al.*, (2010) un callo malformado entre el portainjerto y la variedad podría conducir a la defoliación, a la reducción del crecimiento de las variedades y a la baja supervivencia de las plantas injertadas. Por lo tanto, la conexión vascular en la interfase de raíz-tallo puede determinar el agua y la translocación de nutrientes, afectando otros rasgos fisiológicos.

Los portainjertos adecuados para el injerto de hortalizas son aquellos con buena compatibilidad, resistencia a baja temperatura, patógenos del suelo y nematodos, favorecen el buen crecimiento del scion o variedad, aumentan la producción y no reducen la calidad del producto (Bletsos & Olympios, 2008).

La compatibilidad en el injerto depende principalmente de la relación botánica entre el portainjerto y la variedad. La incompatibilidad y el fracaso en el injerto son dos cosas diferentes. El término incompatibilidad, se entiende que en los casos en los que se espera que el injerto tenga éxito, se produce un fallo completo del portainjerto y del vástago o

variedad para unirse, por lo que no existe posibilidad de que la plántula injertada crezca y se produzca una destrucción prematura del vástago. El término fracaso de injerto, se entiende que el crecimiento del vástago falla como resultado de condiciones ambientales inadecuadas o de la falta de experiencia del personal. La incompatibilidad fisiológica puede ser el resultado de un fallo en el reconocimiento de las células del vástago por las células del portainjerto, un fallo de respuesta entre las superficies cortadas del portainjerto y el vástago, o los efectos propios de las toxinas de las plantas (Bletsos & Olympios, 2008).

Entonces, la compatibilidad del injerto se determina mediante la regeneración de los haces vasculares a través de la interfaz de injerto y los parámetros de crecimiento vegetativo. Por lo que las altas tasas de sobrevivencia en algunas combinaciones de injertos indican el establecimiento de xilema y la reparación de la herida a través de la unión del injerto, lo que permite el movimiento de agua y nutrientes minerales entre el patrón y el injerto. (Ives *et al.*, 2012).

Un estudio histológico proporciona información para evaluar el desarrollo de tejido de callo, la continuidad del cambium y el desarrollo de tejido vascular en la interfase injerto. A este respecto, las evaluaciones histológicas y los parámetros del crecimiento vegetativo se utilizan para proporcionar información temprana acerca de la compatibilidad o incompatibilidad de la combinación injertada (Ives *et al.*, 2012). Es por ello, que el estudio histológico permite un acercamiento más certero para entender y explicar la compatibilidad tisular entre los injertos intergenéricos.

Objetivo

El presente capítulo tuvo como objetivo analizar, a nivel de microscopía óptica, la histología de los cortes de tallos de las especies de *Capsicum* y *Solanum* involucradas en cada injerto con el fin de explicar las diferencias en sobrevivencia a partir de la compatibilidad tisular.

Hipótesis

La afinidad tisular de injertos se relaciona directamente con su porcentaje de sobrevivencia.

4.3 MATERIALES Y MÉTODOS

4.3.1 Procesamiento de tejidos vegetales

Toma de muestras y fijación

Muestras de *Capsicum* y *Solanum* antes de injertar

Se tomaron muestras de tallo de las 16 accesiones de *Capsicum* y de las dos especies de *Solanum* antes de la injertación. Todas las muestras de tallo e independiente de las accesiones de *Capsicum* y de *Solanum* se tomaron antes de hacer los injertos en la región cercana del tallo donde serían injertadas. Se tomaron tres muestras por accesión. El tamaño de muestra fue de aprox. 7 mm de longitud.

Muestras de injertos sobrevivientes a los 30, 35, 60 y 84 ddi

Se tomaron muestras de la región injertada de algunos injertos intergenéricos sobrevivientes. Fueron tomadas después del periodo de aclimatación y solo para los tratamientos o combinaciones con mayor porcentaje de sobrevivencia. El tamaño de la muestra fue de aprox. 1 cm de longitud.

Fijación de las muestras

Las muestras fueron fijadas con Formol - Ácido Acético-alcohol (F.A.A.). Se depositaron de manera individual en tubos eppendorf de 1.5 ml con la solución F.A.A. durante 48 horas. Para preparar 1 L de fijador se utilizó:

- Alcohol etílico de 70% - 90 ml.
- Ácido acético - 5 ml.
- Formaldehido 40% - 5 ml.

(Reig-Armiñana & García-Breijo, 2012)

Deshidratación, Aclaramiento e infiltración

Para la deshidratación, aclaramiento e infiltración se utilizó el Histoquinet Leica modelo WAX BATH TP 1020. Las muestras se colocaron en celdillas de aluminio o plástico, y se introdujeron en la canastilla transportadora.

El histoquinet consta de 12 cubas, en las cuales las muestras se sumergieron por una hora en cada una de ellas de manera automática; la primera cuba contenía agua destilada donde la muestra fue lavada del fijador. A partir de la segunda cuba inició la deshidratación: la segunda cuba con alcohol al 70%, la tercera cuba con alcohol al 80%, cuarta cuba con

alcohol al 96%, quinta cuba con alcohol al 96%. Sexta y séptima cuba con alcohol al 100%. En las cubas octava, novena y décima es donde se llevó a cabo el aclaramiento con xilol al 100%. Las últimas dos cubas contenían la parafina líquida (con punto de fusión 55°C), donde ocurrió la infiltración de las muestras.

Después de las 12 horas en el histoquinet, las muestras se sacaron para su posterior inclusión.

Inclusión en parafina

Una vez que las muestras terminaron el proceso en el histoquinet, las celdillas se pasaron al centro de inclusión de la marca Leica modelo EG150H.

Inclusión de las muestras de tallo sin injertar

Se usaron escuadras y placas de aluminio para la formación de cubos de parafina acomodados de manera que quedara la formación de un polígono rectangular hueco, luego, se introdujo la parafina líquida, se tomaron cada una de las muestras con pinzas y se colocaron de manera individual dentro de los polígonos contenedores de la parafina líquida aun sin solidificar hasta el fondo de manera vertical, se rellenó con parafina hasta quedar un “domo”. Una vez que la parafina se mostró sólida, se colocaron las etiquetas sobre los cubos correspondientes y se dejaron enfriar (Figura 45).



Figura 45. Inclusión de la muestra de tallo sin injertar de forma vertical en parafina con escuadras.

Inclusión de las muestras de tallo injertado

Se usaron casetes IP Routine VI marca Leica y moldes desechables de inclusión de 5 x 15 x 5mm. Los moldes de inclusión se rellenaron de parafina líquida, luego se colocó una muestra por molde en forma horizontal, se rellenaron de parafina a manera de que quedara el molde en “domo”, se colocó el casete encima del molde, y finalmente al estar solidificando se colocó la etiqueta correspondiente. Se dejaron enfriar los casetes para retirar finalmente el molde. La muestra quedó incrustada entre el casete y la parafina (Figura 46).

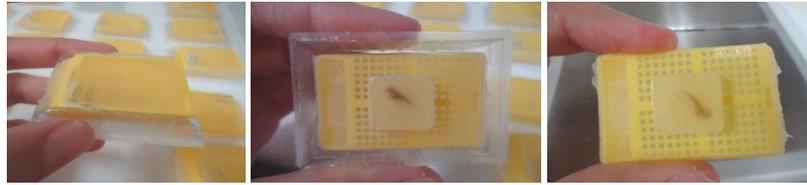


Figura 46. Inclusión de las muestras de tallos injertados colocados de manera horizontal en casete y molde

Cortes en micrótopo

Para los cortes se usó el micrótopo de rotación tipo minot marca Leica. Se colocó el cubo de parafina o el casete en el portabloque de manera que fuera un corte transversal de la muestra de los tallos sin injertar y corte longitudinal en los tallos injertados. Se ajustó el grosor del corte a 10 μm y se rebajó el excedente de parafina contenida en los cubos con el giro del tornillo macro y la cuchilla hasta llegar a la muestra.

Para las muestras de tallo sin injertar, se obtuvieron cortes transversales. Se tomaron con un pincel y colocaron sobre un portaobjetos, se le añadió una gota de alcohol (50%) para extender la muestra y luego se depositó en agua a 36-40° C en un baño María para su extensión. A seguir, se capturaron en portaobjetos para su adhesión. Se dejaron secar en estufa a 58°C por 24 horas.

En el caso de las muestras de tallos injertados los casetes se incrustaron en el cabezal de micrótopo, se rebajó el exceso de parafina hasta llegar a la muestra, se cortaron de dos a tres listones por muestra de 4.5 cm de largo aprox. Se puso una gota de adhesivo Haupt y se untó sobre el portaobjetos, se dejó secar para posteriormente poner formalina al 4% en el portaobjetos hasta llenar y se colocó de uno a dos listones (muestras) y se hicieron flotar para que se extendieran. Luego se colocaron los portaobjetos sobre una plancha caliente para terminar de extender, se quitó el exceso de formalina, se dejaron secar por unos segundos y se colocaron en canastillas para meterlos al horno por 24 horas a 58° C aprox.

Desparafinación, hidratación, tinción y montaje

El proceso de desparafinación, hidratación y tinción se hizo en un tren de tinción de 14 cubas de vidrio de capacidad para 10 laminillas y el proceso fue el que se muestra en la tabla 35:

Tabla 35. Pasos para la tinción y montaje de laminillas con las muestras de tallo

Paso	Solución	Tiempo
1.	Citrisolv (primer cambio)	5 min
2.	Citrisolv (segundo cambio)	5 min
3.	Xilol : alcohol absoluto (1:1)	3 min
4.	Alcohol absoluto	3 min
5.	ETOH 95%	3 min
6.	ETOH 78%	2 min
7.	Safranina O	1 hora
8.	ETOH 95%	1 min
9.	ETOH 70% (primer cambio)	30 s
10.	ETOH 70% (segundo cambio)	30 s
11.	Verde Rápido	3 min
12.	Alcohol absoluto	1 min
13.	Salicilato de metilo: xilol (1:1)	2 min
14.	Citrisolv (primer cambio)	2 min
15.	Citrisolv (segundo cambio)	2 min
16.	Resina Cytoseal 60	Montar y aplicar cubreobjetos

Una vez montadas las laminillas, se dejaron secar por dos días, se limpiaron y se procedió a ver al microscopio.

4.4.2 Análisis microscópico

Las muestras fueron observadas y analizadas bajo un microscopio óptico de campo claro Carl Zeiss Axioskop 40 con cámara. Se usaron los objetivos 2.5X, 10X y 40X para la observación y análisis de las muestras. Las imágenes fotográficas de cada muestra fueron captadas con el objetivo 2.5X y fueron organizadas en un archivo fotográfico con el software Image Pro Plus. Posteriormente, las imágenes seleccionadas de cada muestra fueron analizadas individualmente con el mismo software.

El análisis de los cortes transversales de *Capsicum* y *Solanum* consistió en la toma de medidas en μm del diámetro de los tallos, grosor del xilema y grosor del córtex, cada una con tres repeticiones.

Los datos analizados de cortes transversales fueron organizados y analizados estadísticamente para probar la significancia de la correlación entre el porcentaje de sobrevivencia del injerto a los 35 ddi (SI35) y las variables: diferencia entre diámetros del patrón y de la variedad (DD); diferencia entre grosor del córtex de la variedad y el patrón (DGC) y diferencia entre grosor del xilema de la variedad y el patrón (DGX).

Para las muestras longitudinales de los injertos sobrevivientes se registraron las observaciones: diferencia y/o coincidencia entre diámetros del tallo de la variedad y el patrón, alineación de los anillos del xilema de la variedad y el patrón, presencia de callo o tejido parenquimatoso (regeneración celular) en la región de unión entre los dos tallos a los 30, 35, 60 y 84 DDI.

Diagramas de las variables medidas en los cortes transversales de tallos de *Capsicum* y *Solanum*

El análisis de los cortes transversales se hizo en base a los siguientes diagramas (figuras 47, 48 y 49)

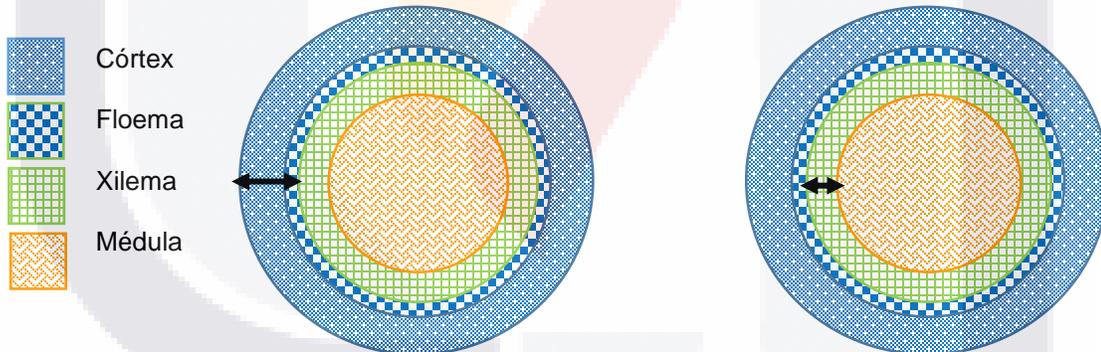


Figura 47. Medida del córtex de tallo en corte transversal

Figura 48. Medida de las dimensiones del xilema de tallo en corte transversal

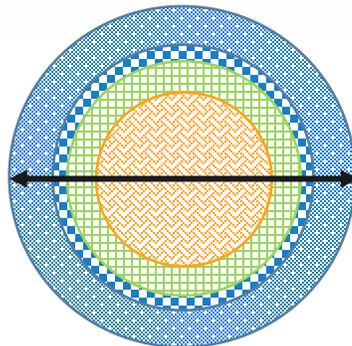


Figura 49. Medida del diámetro de tallo en corte transversal.

4.4.3 Análisis estadístico

Los datos provenientes de los cortes transversales de *Capsicum* y *Solanum* fueron organizados y analizados estadísticamente para probar la significancia de la correlación entre el porcentaje de sobrevivencia de los injertos a los 35 ddi (SI35) con las variables: diferencia entre diámetros del patrón y de la variedad (DD); diferencia entre grosores del cortex de la variedad y el patrón (DGC); diferencia entre grosores del xilema de la variedad y el patrón (DGX) (análisis de correlación de Pearson).

Para ello se uso el programa Statistica versión 8 y excel para la elaboración de las gráficas.



4.4 RESULTADOS

4.4.1 Observaciones de cortes transversales del tallo de *Capsicum* y *Solanum*

Se muestra un resumen de los estadísticos básicos de las tres variables medidas en los cortes transversales de los tallos de las cinco especies de *Capsicum* y las dos especies de *Solanum* en la tabla 36.

Tabla 36. Estadísticos de las tres variables registradas: diámetro del tallo (DT), grosor del córtex (GC) y grosor del xilema (GX)

Variable	Especie	N	Media (µm)	desv. Est.
diámetro del tallo	<i>C.baccatum</i>	6	3182	444
	<i>C.chinense</i>	3	2690	242
	<i>C.frutescens</i>	6	3133	300
	<i>C. pubescens</i>	3	2536.2	31.5
	<i>C.annuum</i>	30	2804.1	259.1
	<i>S.cardiophyllum</i>	3	3034	317
	<i>S.tuberosum</i>	3	3960	265
	grosor del córtex	<i>C.baccatum</i>	6	373
<i>C.chinense</i>		3	458	8
<i>C.frutescens</i>		6	397	59
<i>C. pubescens</i>		3	333	10
<i>C.annuum</i>		30	368	45
<i>S.cardiophyllum</i>		3	379	39
<i>S.tuberosum</i>		3	521	39
grosor del xilema		<i>C.baccatum</i>	6	178
	<i>C.chinense</i>	3	217	51
	<i>C.frutescens</i>	6	283	50
	<i>C. pubescens</i>	3	172	6
	<i>C.annuum</i>	30	219	46
	<i>S.cardiophyllum</i>	3	196	29
	<i>S.tuberosum</i>	3	212	29

Variable: Variable medida en los cortes histológicos

N: Número de muestra

Media: Promedio de la medición de la variable medida

Desv. Est. Desviación estándar.

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

El grosor de los diámetros de los tallos de las especies *S.tuberosum* (Figura 72) mostraron tener dimensiones más grandes en comparación con todas las especies de *Capsicum*. Los tallos de *S.cardiophyllum* (Figura 74), mostraron tener dimensiones del diámetro semejantes a los de *Capsicum*. La especie de *Capsicum* que mostró tener el diámetro más pequeño fue la especie de *C. pubescens* (Figura 65) y el de mayor diámetro fue *C. baccatum* (Figura 69 y 70). En todas las siete especies, hubo notable variabilidad de las dimensiones del diámetro en casi todas las especies analizadas, siendo la excepción *C. pubescens*, mostrando una desv. est. más baja a las del resto de las especies.

El córtex en *S.tuberosum*, mostro ser más grueso que el resto de las especies, y más cercanamente a éste la especie *C.chinense* (Figura 67), quien también mostro tener menos variabilidad en la muestra. Por su parte, el resto de las especies tuvieron dimensiones en el córtex parecidas y cercanas a las dimensiones de *S. cardiophyllum*.

Finalmente, el grosor del xilema fue la variable que demostró ser una característica constante entre las especies de los *Capsicum* (Figuras 50 a la 70), pues las dimensiones no tuvieron gran variación entre ellas. Cabe mencionar que las dimensiones del xilema de las especies de *Solanum* (Figuras 71 a la 74) también mostraron no tener diferencias marcadas entre ellas, pues fueron muy similares entre las dos especies de *Solanum*, característica compartida con las cinco especies de *Capsicum*, es decir, que esta variable fue la que mostró similitud entre las siete especies estudiadas en base a los resultados obtenidos de las muestras analizadas. Por su parte la especie que mostro tener menor dispersión en sus datos fue *C. pubescens* y la que mayor dispersión tuvo fue *C. baccatum*.

Los resultados de las observaciones histológicas de los cortes transversales de tallo para las cinco especies y 16 accesiones de *Capsicum* se muestran en las figuras 50 a la 74.

Cortes transversales de *Capsicum annum*

(Figuras 50 a la 60)

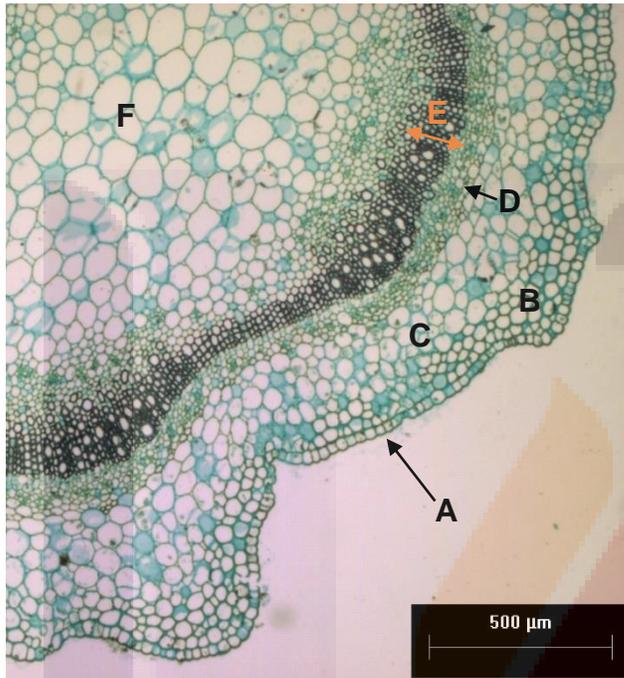


Figura 50. Corte transversal de tallo de *C.annuum* a 2.5X. A) Epidermis; B) Colénquima angular; C) Parénquima cortical; D) Floema; E) Xilema secundario; F) Parénquima.



Figura 51. Corte transversal de tallo a 2.5X de C5: chile ancho (*C.annuum*).

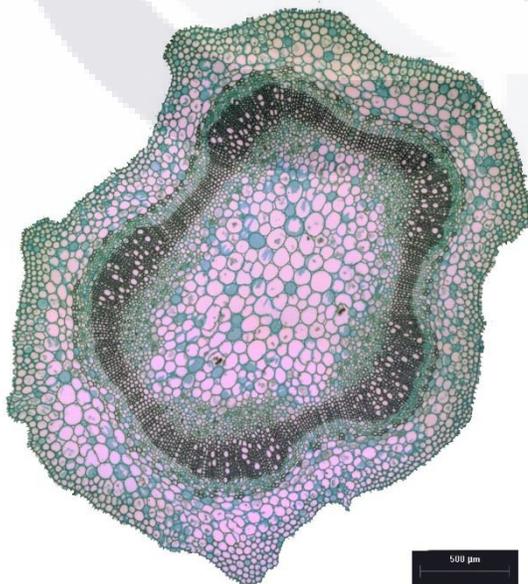


Figura 52. Corte transversal de tallo a 2.5X de C6: chile pasilla (*C.annuum*).

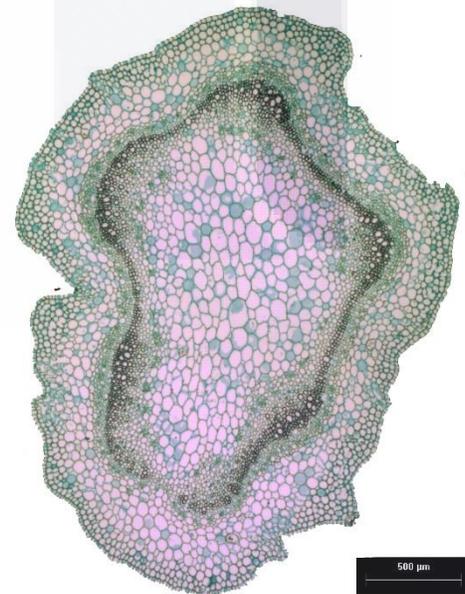


Figura 53. Corte transversal de tallo a 2.5X de C7: chile guajillo (*C.annuum*).

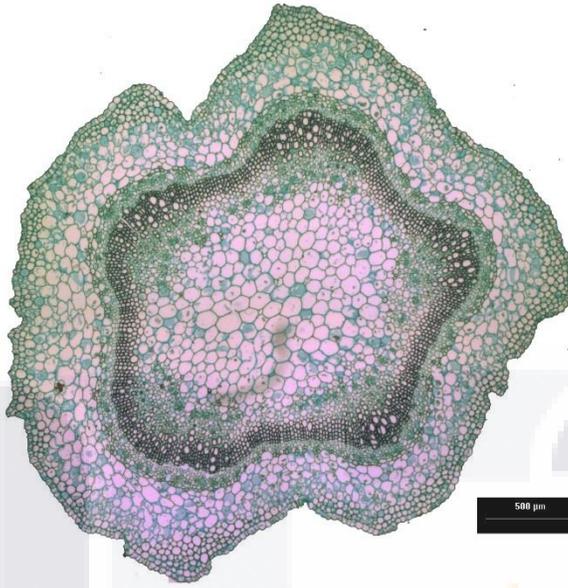


Figura 54. Corte transversal de tallo a 2.5X de C8: chile de agua (*C.annuum*).



Figura 55. Corte transversal de tallo a 2.5X de C9: chile de árbol (*C.annuum*).

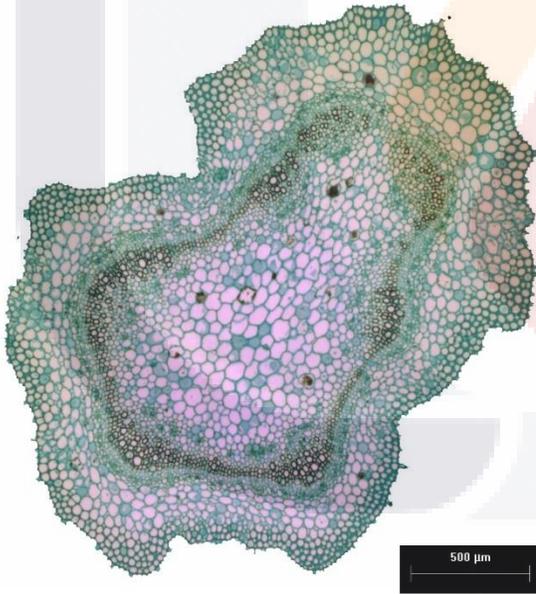


Figura 56. Corte transversal de tallo a 2.5X de C10: chile puya (*C.annuum*).



Figura 57. Corte transversal de tallo a 2.5X de C11: chile huacle (*C.annuum*).



Figura 58. Corte transversal de tallo a 2.5X de C12: chile cora (*C.annuum*)



Figura 59. Corte transversal de tallo a 2.5X de C13: chile cascabel (*C.annuum*).

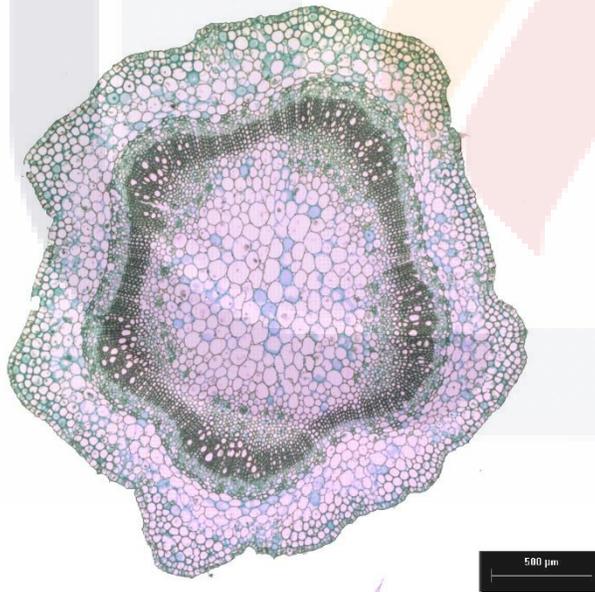


Figura 60. Corte transversal de tallo a 2.5X de C20: jalapeño rayado (*C. annuum*).

Cortes transversales de *Capsicum frutescens*

(Figuras de la 61 a la 63)

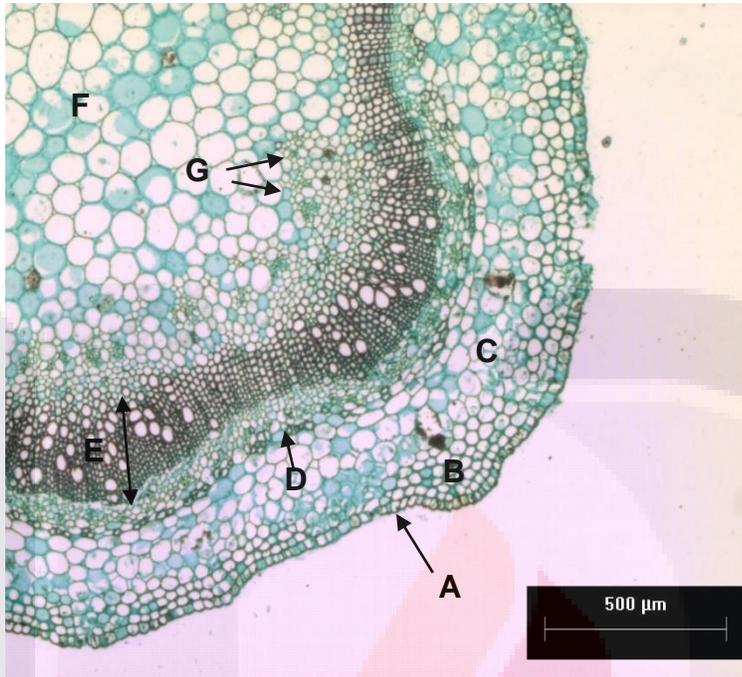


Figura 61. Corte transversal de tallo de *C.frutescens* a 2.5X. A) Epidermis; B) Colénquima angular; C) Parénquima cortical; D) Floema; E) Xilema secundario; F) Parénquima; G) Floema intraxilar.



Figura 62. Corte transversal de tallo a 2.5X de C14: chile bolita (*C. frutescens*)

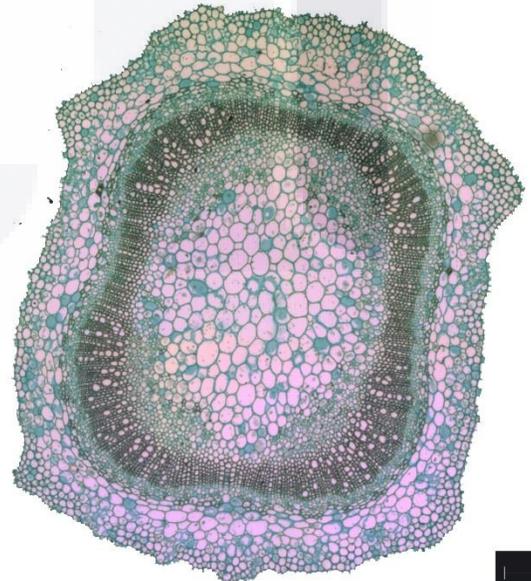


Figura 63. Corte transversal de tallo a 2.5X de C15: chile amarillo (*C. frutescens*)

Cortes transversales de *Capsicum pubescens*

(Figuras de la 64 a la 65)

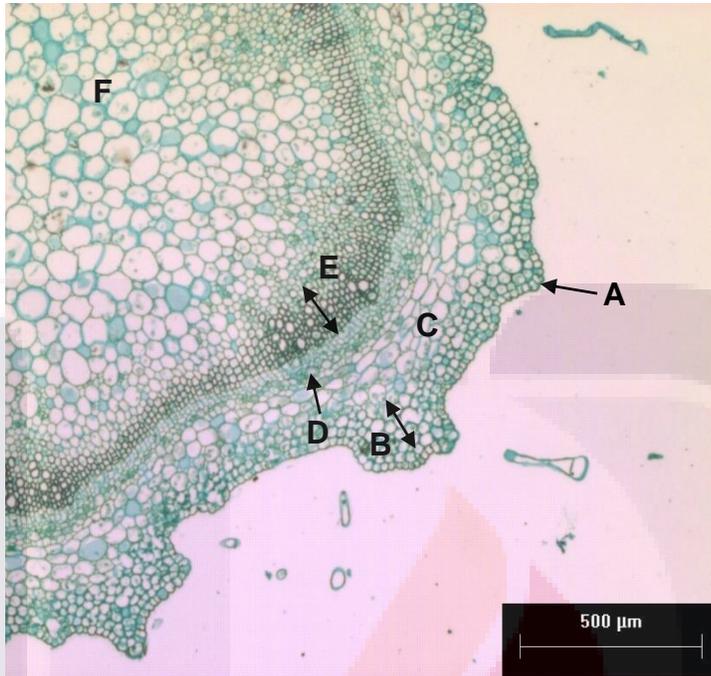


Figura 64. Corte transversal de tallo de *C. pubescens* a 2.5X.
 A) Epidermis; B) Colénquima angular; C) Parénquima cortical;
 D) Floema; E) Xilema secundario; F) Parénquima.

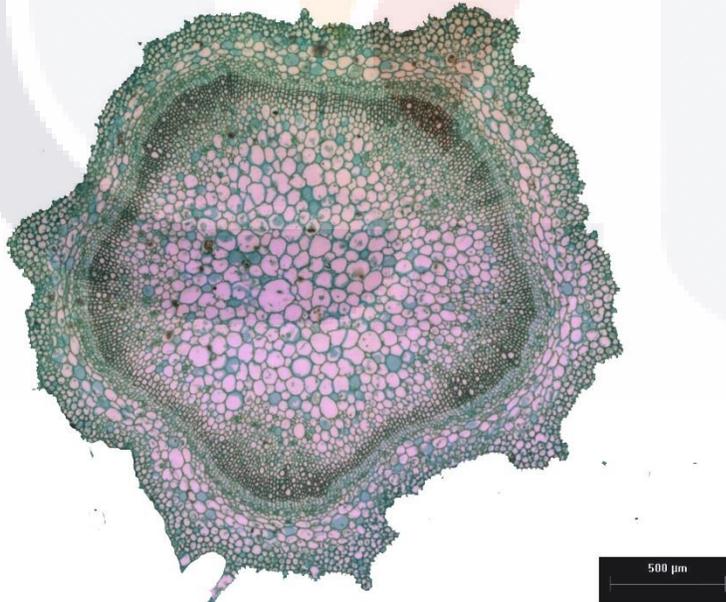


Figura 65. Corte transversal de tallo a 2.5X de C16: chile perón (*C. pubescens*)

Cortes transversales de *Capsicum chinense*

(Figuras de la 66 a la 67)

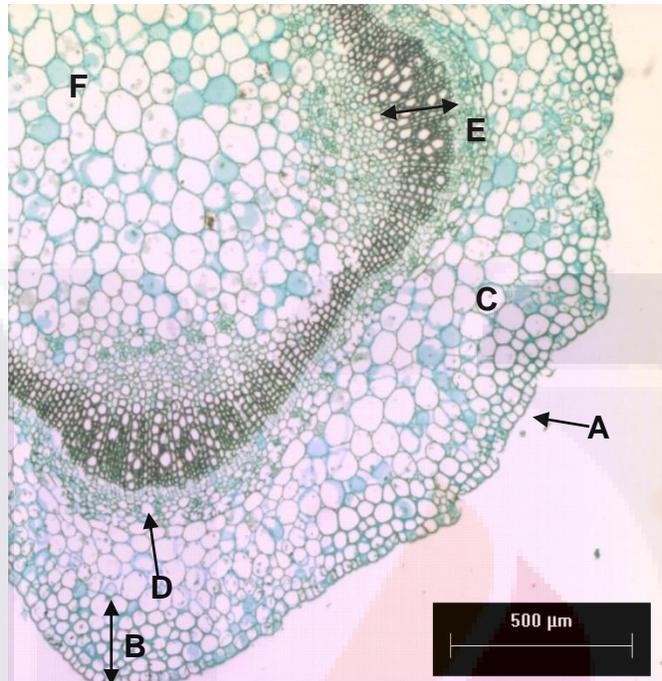


Figura 66. Corte transversal de tallo de *C. chinense* a 2.5X. A) Epidermis; B) Colénquima angular; C) Parénquima cortical; D) Floema; E) Xilema secundario; F) Parénquima.

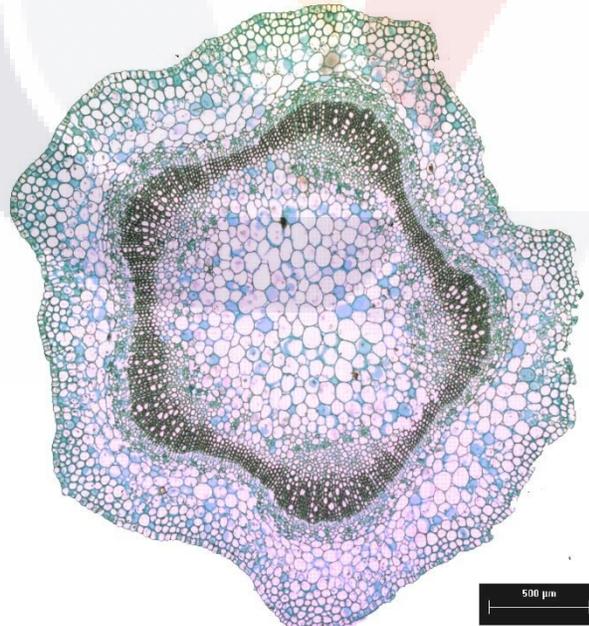


Figura 67. Corte transversal de tallo a 2.5X de C17: chile habanero (*C. chinense*)

Cortes transversales de *Capsicum baccatum*

(Figuras de la 68 a la 70)

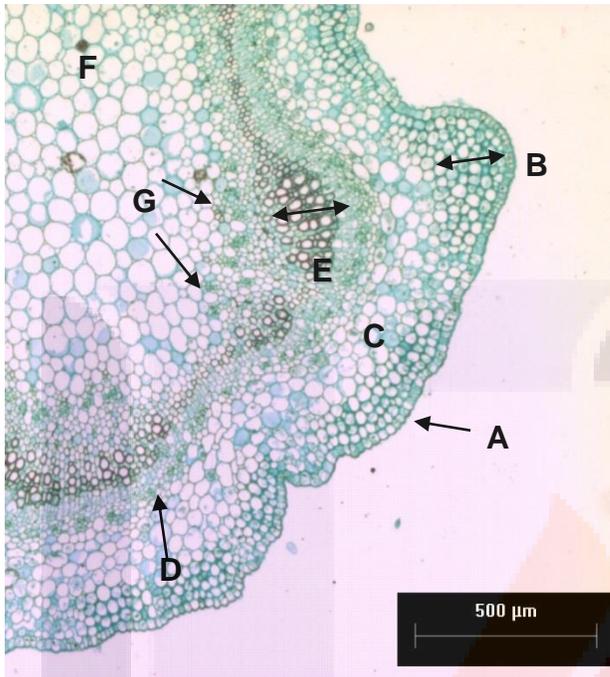


Figura 68. Corte transversal de tallo de *C. baccatum* a 2.5X. A) Epidermis; B) Colénquima angular; C) Parénquima cortical; D) Floema; E) Xilema secundario; F) Parénquima; G) Floema intraxilar.

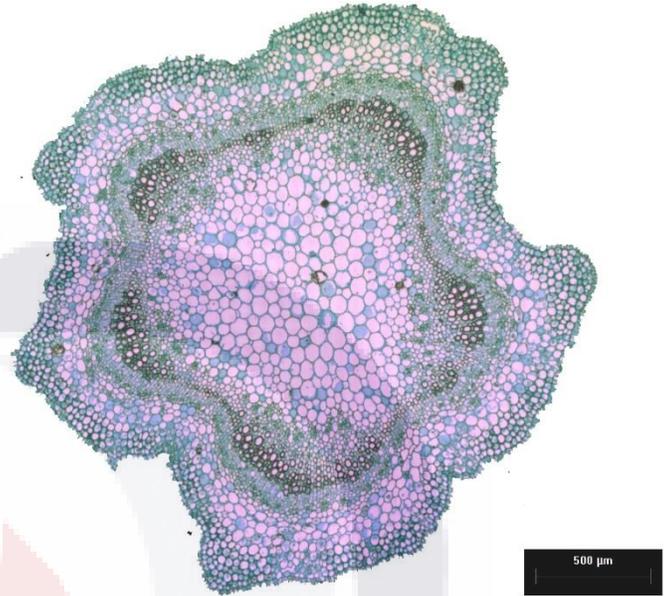


Figura 69. Corte transversal de tallo a 2.5X de C18: chile campana (*C. baccatum*)

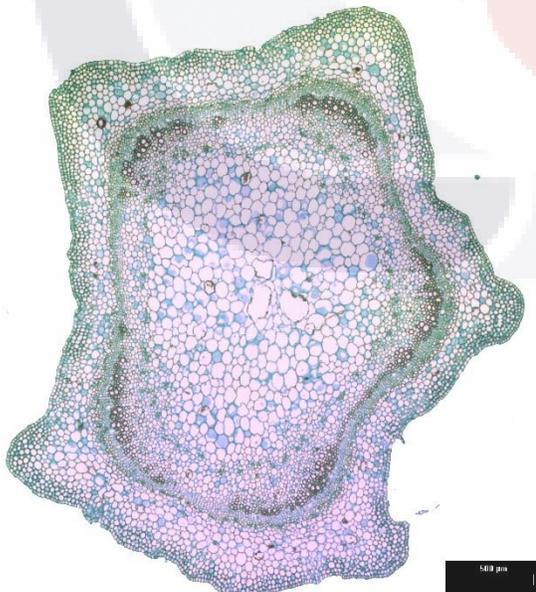


Figura 70. Corte transversal de tallo a 2.5X de C19: chile lamuyo (*C. baccatum*)

Los resultados de las observaciones histológicas de los cortes transversales de tallo para las dos especies de *Solanum* se muestran en las figuras 71 a la 74.

Cortes transversales de *Solanum tuberosum*

(Figuras de la 71 a la 72)

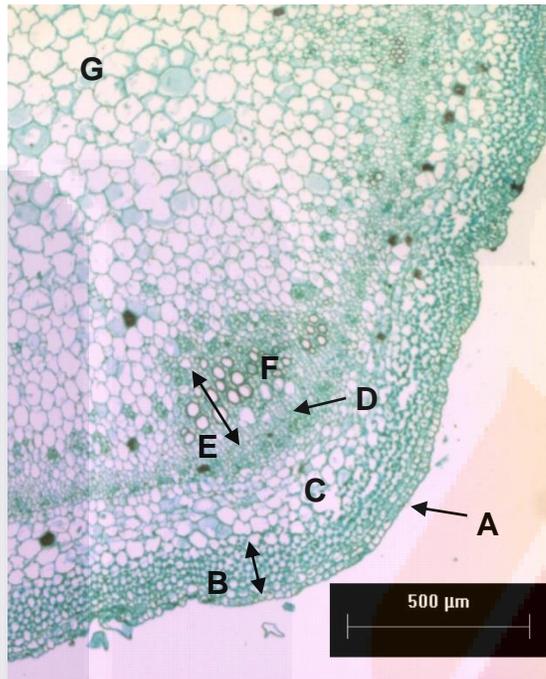


Figura 71. Corte transversal de tallo de *S. tuberosum* a 2.5X. A) Epidermis; B) Colénquima angular; C) Parénquima cortical; D) Floema; E) Xilema secundario; F) Vasos; G) Parénquima.

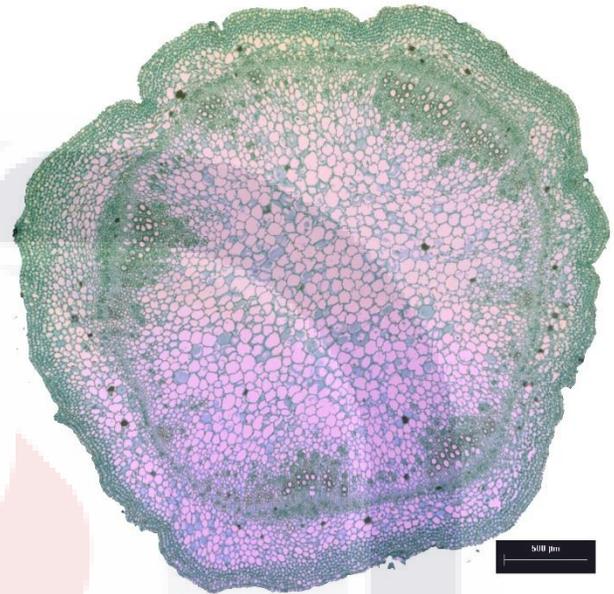


Figura 72. Corte transversal de tallo a 2.5X de S2: Papa blanca (*S. tuberosum*)

Cortes transversales de *Solanum cardiophyllum*

(Figuras de la 73 a la 74)

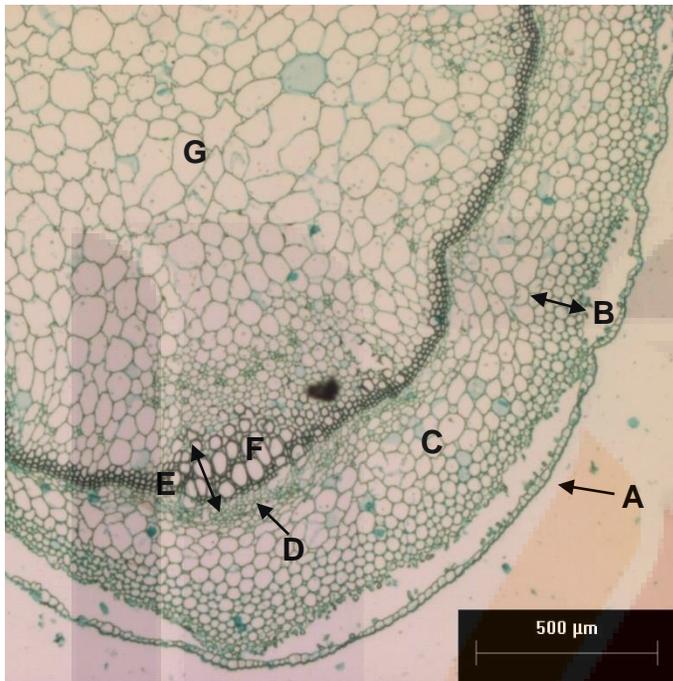


Figura 73. Corte transversal de tallo de *S. cardiophyllum* a 2.5X. A) Epidermis (epidermis desprendida por acción mecánica del corte); B) Colénquima angular; C) Parénquima cortical; D) Floema; E) Xilema secundario; F) vasos; G) Parénquima.

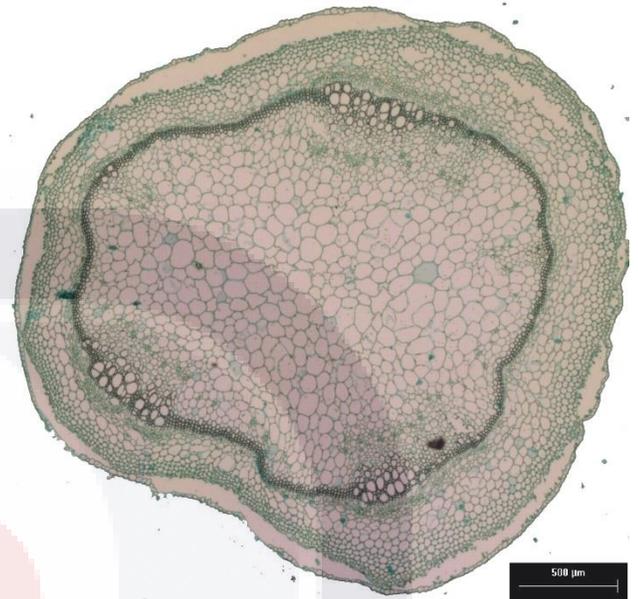


Figura 74. Corte transversal de tallo a 2.5X de S1: Papita güera (*S. cardiophyllum*)

4.4.2 Relación de la sobrevivencia de los injertos con las variables histológicas

A continuación se muestra el estudio de relación del porcentaje de sobrevivencia a los 35 ddi con las variables histológicas diferencia del diámetro de los tallos (DD), diferencia de grosor del córtex (DGC) y diferencia del grosor del xilema (DGX).

Correlación entre Porcentaje de sobrevivencia (SI) y diferencia entre diámetro de los tallos de *Capsicum* y *Solanum* (DD)

La relación del porcentaje de sobrevivencia a los 35 ddi con el diámetro de los tallos se muestra en la tabla 37.

Tabla 37. Diferencia de las medias del diámetro de los tallos entre *Capsicum-Solanum* con el porcentaje de sobrevivencia por tipo de patrón

Acc	DiamTallo (micras)	Dif Diam (S1-C) (μm)	% sobrevivencia-S1	Dif Diam (S2-C) (μm)	% sobrevivencia-S2
C5	2880	154	40	1080	50
C6	3040	-6	70	920	40
C7	2837	197	0	1123	50
C8	3035	-1	60	925	30
C9	2304	730	10	1656	20
C10	2662	372	0	1298	10
C11	2697	337	0	1263	40
C12	2747	287	40	1213	40
C13	2945	89	10	1015	40
C14	3136	-102	0	824	20
C15	3130	-96	0	830	40
C16	2536	498	10	1424	30
C17	2690	344	60	1270	30
C18	2869	165	10	1091	40
C19	3495	-461	0	465	0
C20	2894	140	60	1066	40
S1	3034		no aplica		no aplica
S2	3960		no aplica		no aplica
		r	P	r	P
		-0.002	0.995	0.168	0.534

Acc: Acesión.

DiamTallo: Media del diámetro del tallo por acesión en micras.

Dif Diam (S1-C): diferencia entre los diámetros de *S. cardiophyllum* y *Capsicum*.

%sobrevivencia S1: porcentaje de sobrevivencia de los injertos con patrón *S. cardiophyllum* a los 35 ddi.

Dif Diam (S2-C): diferencia entre los diámetros de *S. tuberosum* y *Capsicum*.

%sobrevivencia S2: porcentaje de sobrevivencia de los injertos con patrón *S. tuberosum* a los 35 ddi.

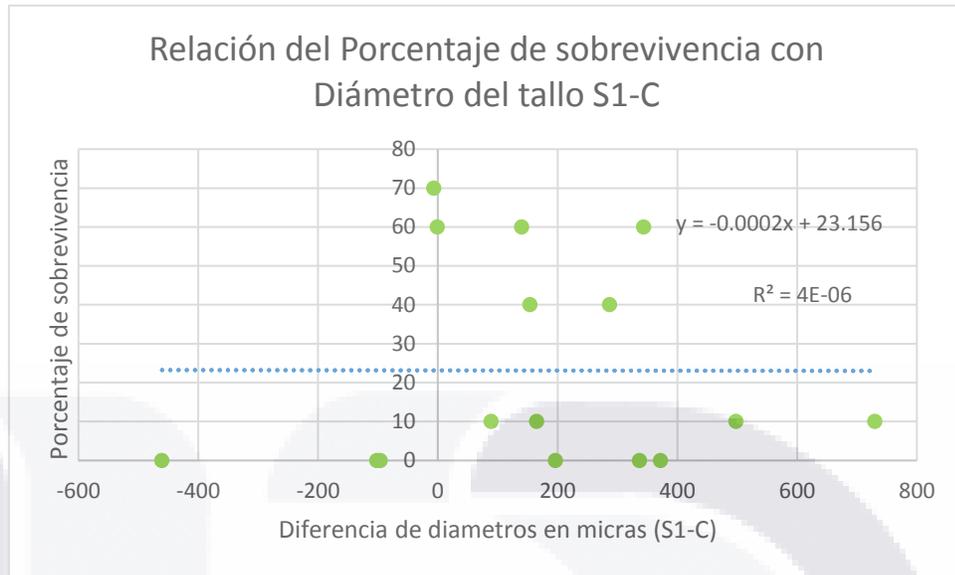


Figura 75. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón *S.cardiophyllum* a los 35 ddi con las diferencias de diámetro de los tallos (S1-C).

En base a el valor de $r = -0.002$ y $p = 0.995$, no se rechaza la H_0 , por lo que la correlación no existe, es estadísticamente igual cero.

En la figura 75 se observa que no existe correlación alguna entre las variables porcentaje de sobrevivencia y diferencia de diámetros entre S1-C, es decir que la diferencia de los diámetros no explica el porcentaje de sobrevivencia en los injertos con patrón S1.

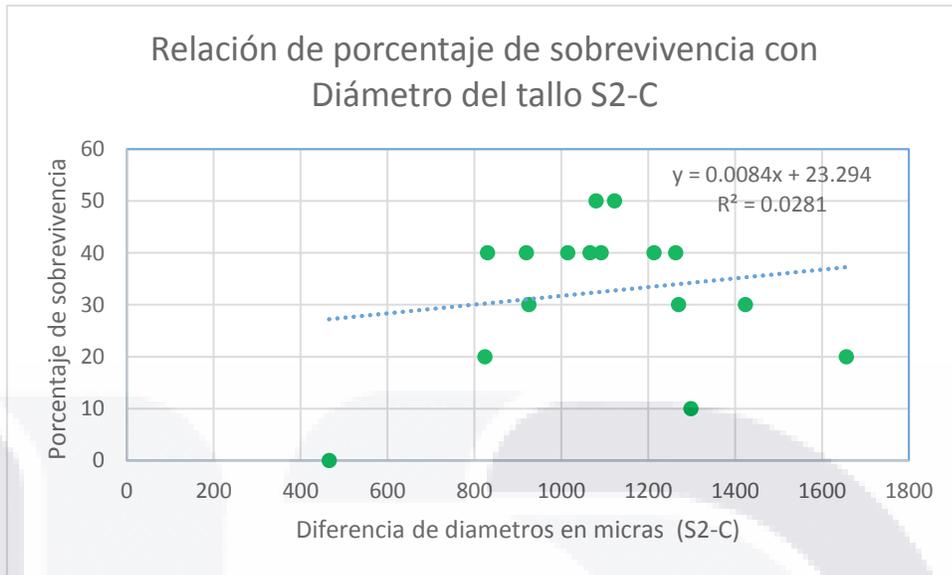


Figura 76. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón *S.tuberosum* a los 35 ddi con las diferencias de diámetro de los tallos (S2-C).

En base a el valor de $r = 0.168$ y $p = 0.534$, se rechaza la H_0 , por lo que la correlación existe aunque débil.

Por otra parte en la figura 76 muestra una ligera tendencia que explica que la diferencia de los diámetros entre S2-C esta entre 800 y 1400, siendo que hay un valor atípico donde la diferencia de los diámetros es menor y con 0% de sobrevivencia, infiriendo que a pesar de haber diferencia de diámetros notable entre los participantes de los injertos con patrón S2 hay probabilidades de que sobrevivan.

A manera de conclusión, la variable de diámetro de los tallos no explica el porcentaje de sobrevivencia de los injertos de manera directa.

Correlación entre Porcentaje de sobrevivencia (SI) y diferencia entre la medida del córtex de los tallos de *Capsicum* y *Solanum* (DGC)

La relación del porcentaje de sobrevivencia a los 35 ddi con el grueso del córtex de los tallos se muestra en la tabla 38.

Tabla 38. Diferencia de las medias del córtex de los tallos entre *Capsicum-Solanum* con el porcentaje de sobrevivencia por tipo de patrón.

Acc	N	\bar{X} del córtex en μm	dif-córtex S1-C (μm)	% (SI) S1	dif-córtex S2-C (μm)	% (SI) S2
C5	3	335.8	43.6	40	185.5	50
C6	3	400.6	-21.2	70	120.7	40
C7	3	403.8	-24.4	0	117.5	50
C8	3	403.64	-24.24	60	117.66	30
C9	3	299.9	79.5	10	221.4	20
C10	3	346.5	32.9	0	174.8	10
C11	3	353.1	26.3	0	168.2	40
C12	3	390.3	-10.9	40	131	40
C13	3	375.6	3.8	10	145.7	40
C14	3	371.1	8.3	0	150.2	20
C15	3	423	-43.6	0	98.3	40
C16	3	333.48	45.92	10	187.82	30
C17	3	458.05	-78.65	60	63.25	30
C18	3	365	14.4	10	156.3	40
C19	3	380.8	-1.4	0	140.5	0
C20	3	369.55	9.85	60	151.75	40
S1	3	379.4	0	no aplica	141.9	no aplica
S2	3	521.3	-141.9	no aplica	0	no aplica
			r	P	r	P
			-0.371	0.157	-0.184	0.495

Acc: Accesión.

N: Muestra.

\bar{X} del córtex en μm : promedio de la medida en micras del córtex por accesión

dif-córtex S1-C: diferencia entre las medidas del córtex de *S.cardiophyllum* y *Capsicum*.

% (SI) S1: porcentaje de sobrevivencia de los injertos con patrón *S.cardiophyllum* a los 35 ddi.

dif-córtex S2-C: diferencia entre las medidas del córtex de *S.tuberosum* y *Capsicum*.

% (SI)S2: porcentaje de sobrevivencia de los injertos con patrón *S.tuberosum* a los 35 ddi.

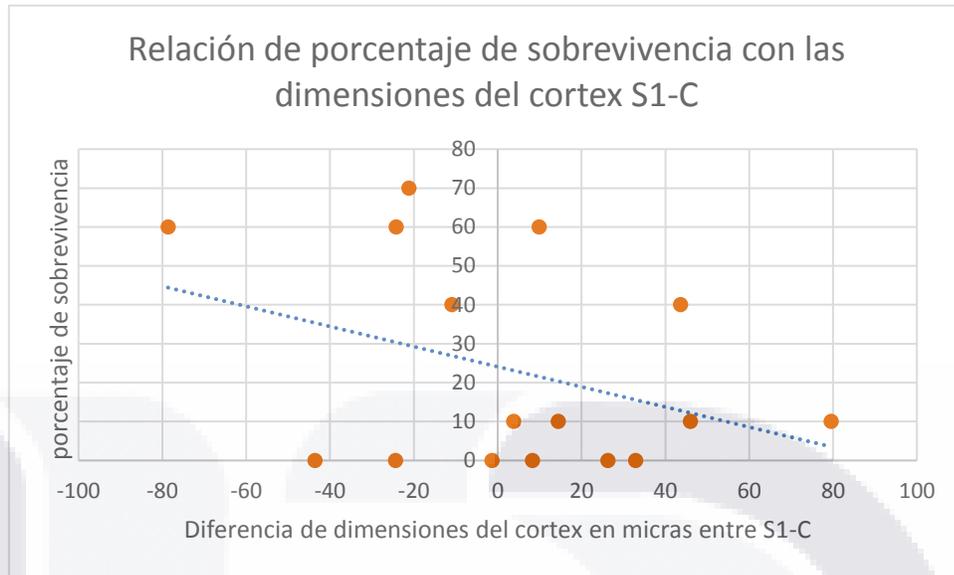


Figura 77. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón *S. cardiophyllum* a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del córtex (S1-C).

En base a el valor de $r = -0.371$ y $p = 0.157$, No se rechaza la H_0 , por lo que la correlación es débil, es estadísticamente igual cero.

En la figura 77 se muestra que no hay correlación entre el porcentaje de sobrevivencia con el patrón S1 y las dimensiones del córtex, aunque con respecto a la distribución de los puntos se puede hacer una inferencia de que si la diferencia de las dimensiones del córtex es menor a cero o cerca de cero la sobrevivencia es más alta, por lo que esta variable pudo haber afectado no de manera grupal sino por tipo de tratamiento.

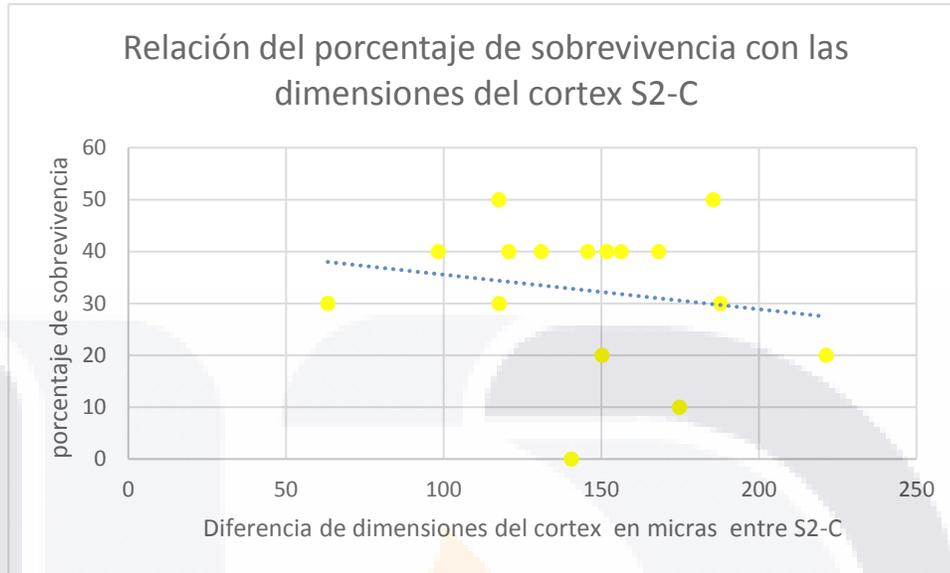


Figura 78. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón *S. tuberosum* a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del córtex (S2-C).

En base a el valor de $r = -0.184$ y $p = 0.495$, No se rechaza la H_0 , por lo que la correlación es débil, es estadísticamente igual cero.

En la figura 78 con referencia a la correlación porcentaje de sobrevivencia con las dimensiones del córtex con injertos con patrón S2 no hay correlación directa, sin embargo hay una ligera tendencia a que hay mayor sobrevivencia cuando la diferencia de los córtex entre S2-C se encontraba entre los 100 y 180 micras, sin embargo, esta variable parece no participar de manera determinante.

Correlación entre Porcentaje de sobrevivencia (SI) y diferencia entre la medida del xilema de los tallos de *Capsicum* y *Solanum* (DGX)

La relación del porcentaje de sobrevivencia a los 35 ddi con el grueso del xilema de los tallos se muestra en la tabla 39.

Tabla 39. Diferencia de las medias del anillo del xilema de los tallos entre *Capsicum-Solanum* con el porcentaje de sobrevivencia por tipo de patrón.

Acc	N	\bar{X} del xilema en μm	Dif- dimen- xilema S1 – C (μm)	% (SI) con S1	dif -dimen- xilema S2-C (μm)	% (SI) con S2
C5	3	199.24	-3.54	40	12.56	50
C6	3	267.4	-71.7	70	-55.6	40
C7	3	193.8	1.9	0	18	50
C8	3	205	-9.3	60	6.8	30
C9	3	198.33	-2.63	10	13.47	20
C10	3	241.3	-45.6	0	-29.5	10
C11	3	231.8	-36.1	0	-20	40
C12	3	251	-55.3	40	-39.2	40
C13	3	226.8	-31.1	10	-15	40
C14	3	242.8	-47.1	0	-31	20
C15	3	322.66	-126.96	0	-110.86	40
C16	3	172.26	23.44	10	39.54	30
C17	3	216.8	-21.1	60	-5	30
C18	3	223.9	-28.2	10	-12.1	40
C19	3	132.99	62.71	0	78.81	0
C20	3	185	10.7	60	26.8	40
S1	3	195.7	0	no aplica	-16.1	no aplica
S2	3	211.8	-16.1	no aplica	0	no aplica
			r	P	r	P
			-0.009	0.974	-0.328	0.216

Acc: Accesión.

N: Muestra.

\bar{X} del xilema en μm : promedio de la dimensión del xilema en micras por accesión.

Dif-dimen xilema S1-C: diferencia entre las medidas del xilema de *S.cardiophyllum* y *Capsicum*.

% (SI) con S1: porcentaje de sobrevivencia de los injertos con patrón *S.cardiophyllum* a los 35 ddi.

Dif-dimen xilema S2-C: diferencia entre las medidas del xilema de *S.tuberosum* y *Capsicum*.

% (SI) con S2: porcentaje de sobrevivencia de los injertos con patrón *S.tuberosum* a los 35 ddi.

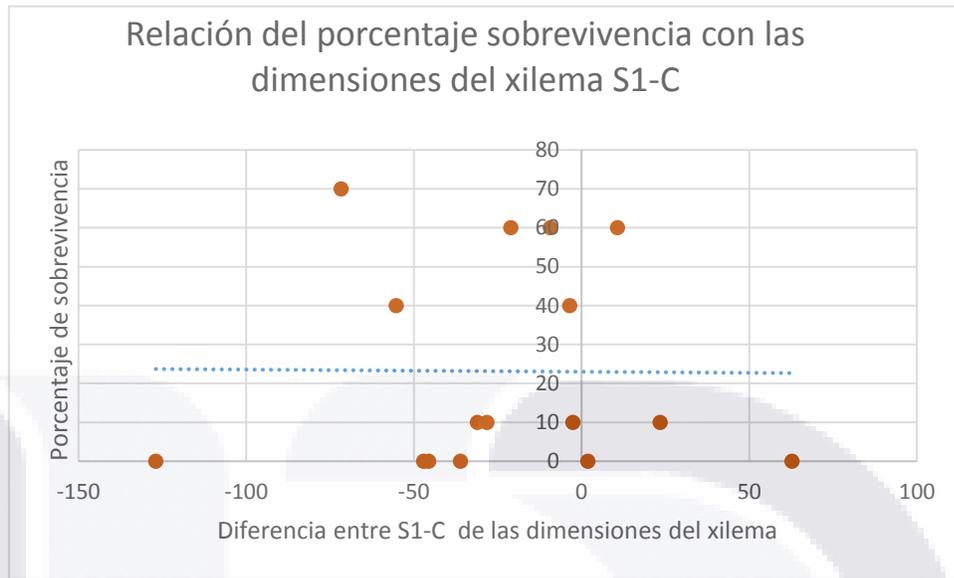


Figura 79. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón *S. cardiophyllum* a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del xilema (S1-C).

En base a el valor de $r = -0.009$ y $p = 0.974$, No se rechaza la H_0 , por lo que no existe correlación, es estadísticamente igual cero.

En la figura 79 se aprecia que la diferencia de las dimensiones del xilema entre S1-C es negativa debido a que el anillo de xilema de C mostro tener dimensiones más grandes que las de S1. En la gráfica se muestra que no hay tendencia en la recta y por lo tanto no existe correlación entre las variables, es decir, que la diferencia entre dimensiones del xilema S1-C no explican la sobrevivencia de los injertos con el patrón S1.

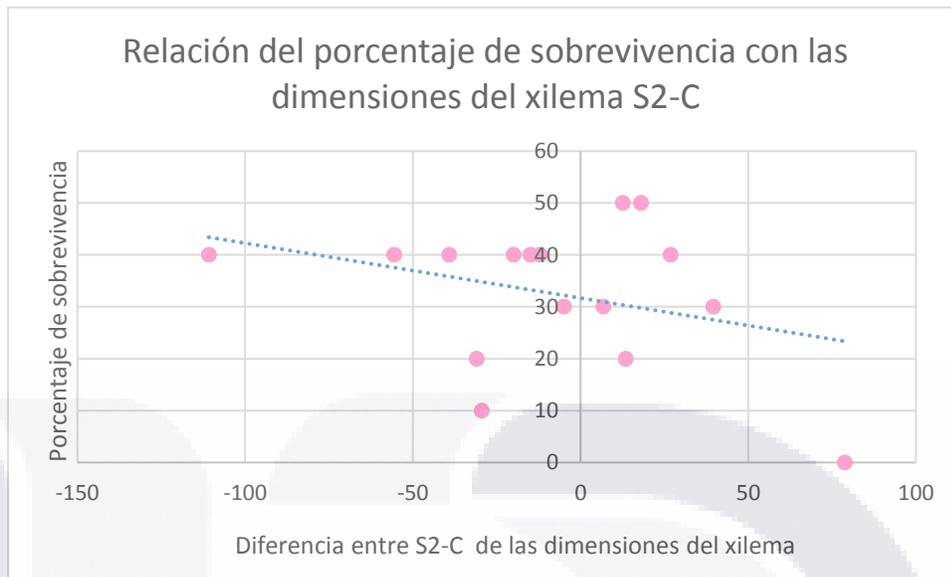


Figura 80. Relación del porcentaje de sobrevivencia de los injertos con el patrón *S. tuberosum* a los 35 ddi con las diferencias de las dimensiones del xilema (S2-C).

En base a el valor de $r = -0.328$ y $p = 0.216$, No se rechaza la H_0 , por lo que la correlación es débil, es estadísticamente igual cero.

En la figura 80 se observa que los anillos de xilema en *Capsicum* tenían dimensiones más grandes que los anillos de xilema de S2, también se determinó que no existe correlación entre ambas variables, sin embargo se muestra una pequeña tendencia de que siendo la diferencia de los anillos de xilema entre S2-C menores a cero o cercanas a cero hay una sobrevivencia más alta, infiriendo que de manera grupal no puede haber correlación pero podría ser a nivel tratamiento.

Resumen del análisis de la correlación entre la sobrevivencia de los injertos y las variables histológicas

En la tabla 40 se muestran los valores de r y P obtenidos del análisis de correlación de Pearson de las variables diferencia de diámetros, diferencia de grosor del córtex y diferencia del grosor del xilema de los cortes transversales de los tallo por tipo de patrón.

Tabla 40. Resumen del análisis de correlación entre la sobrevivencia de injertos y las variables histológicas realizadas en la unión del injerto entre *Capsicum* y *Solanum* por tipo de patrón

VARIABLE	<i>S. cardiophyllum</i>		<i>S. tuberosum</i>	
DD	r = -0.002	P = 0.995	r = +0.168	P = 0.534
DGC	r = - 0.371	P = 0.157	r = -0.184	P=0.495
DGX	r = -0.009	P=0.974	r=-0.328	P=0.216

Todas las correlaciones de SI (sobrevivencia de injerto) con DD, DGC y DGX, independientemente del patrón (*S. cardiophyllum* o *S. tuberosum*), resultaron no significativas ($P > 0.2$), de baja magnitud ($r = -0.002$ a -0.371) y negativas (excepto en un solo caso).

4.4.3 Observaciones de los cortes longitudinales de algunos injertos sobrevivientes

Las variables que se tomaron en cuenta para el análisis de los cortes longitudinales fueron Coincidencia de diámetros S-C, Alineación de xilema y presencia de callo (regeneración celular). Los resultados se muestran en la tabla 41.

Tabla 41. Diagnóstico de las observaciones microscópicas de algunas muestras de injertos tomadas a los 30, 35 y 60-84 días después del injerto.

DDI	Injerto	Coincidencia de Diámetros (CD)	Alineación de Xilema (AX)	Regeneración Celular (RC)
30	S1-C5	S1=C5	mala	Alta
	S1-C7	S1=C7	mala	Alta
	S1-C8	S1=C8	Buena	Alta
	S1-C13	S1=C13	Buena	Media
35	S1-C5	S1=C5	Mala	Regular
	S1-C6	S1=C6	Regular	Alta
	S1-C12	S1=C12	Regular	Media
60-84	S1-C5	S1=C5	Regular	Media
	S1-C6	S1=C6	Regular	Media
	S1-C17	S1>C17	Mala	Mala
	S1-C20	S1=C20	Mala	Media
	S2-C7	S2>C7	Mala	Mala
	S2-C18	S2>C18	Mala	Alta
	S2-C20	S2>C20	Mala	Regular

En la mayoría de los tratamientos se observó regeneración celular, es decir la formación del callo en el área de unión del injerto.

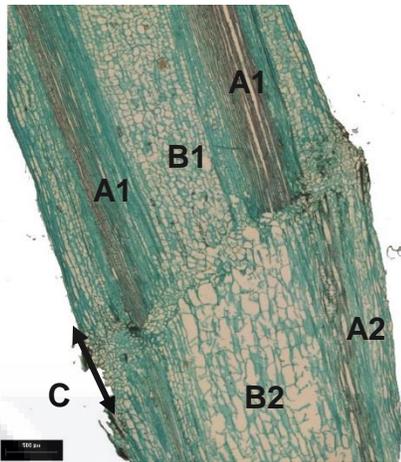


Figura 81. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S1-C13 (Papita güera-chile cascabel) visto a 2.5X. A1) Xilema de *Capsicum*. A2) Xilema de *Solanum* B1) Parénquima de *Capsicum* B2) Parénquima de *Solanum* C) Callo

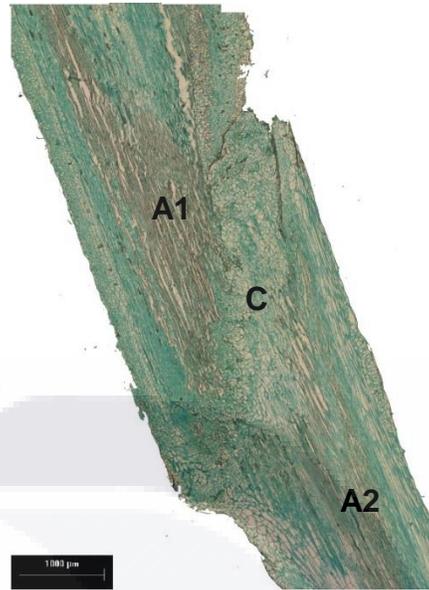


Figura.82. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S1-C8 (Papita güera-chile de agua) visto a 2.5X. A1) Xilema de *Capsicum*. A2) Xilema de *Solanum*. C) Callo

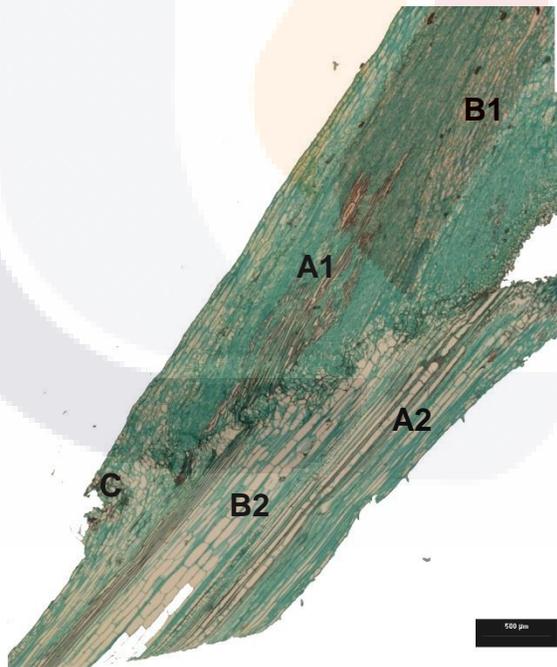


Figura 83. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S1-C6 (Papita güera-chile pasilla) visto a 2.5X. A1) Xilema de *Capsicum*. A2) Xilema de *Solanum*. B1) Parénquima de *Capsicum*. B2) parénquima de *Solanum*. C) Callo

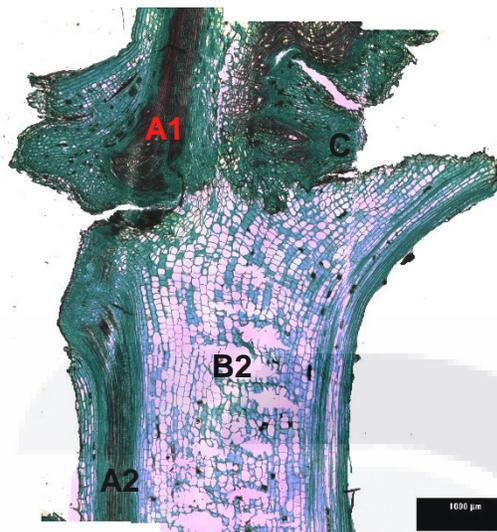


Figura 84. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S2-C7 (Papa blanca-chile guajillo) visto a 2.5X. A1) Xilema de *Capsicum*. A2) Xilema de *Solanum*. B2) parénquima de *Solanum*. C) Callo

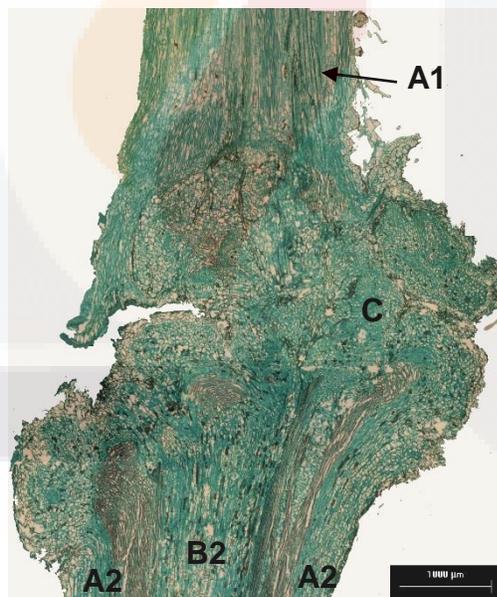


Figura 85. Corte longitudinal de un ejemplar del tratamiento S2-C18 (Papa blanca-chile campana) visto a 2.5X. A1) Xilema de *Capsicum*. A2) Xilema de *Solanum*. B2) parénquima de *Solanum*. C) Callo

4.5 DISCUSIÓN

El análisis histológico proporciona una oportunidad temprana para evaluar el desarrollo de tejido de callo, la continuidad del cambium y el desarrollo de tejido vascular en la interfase del injerto. Por lo que las evaluaciones histológicas y el crecimiento vegetativo son parámetros que se utilizan para proporcionar información temprana acerca de la compatibilidad o incompatibilidad en un injerto (Ives et al., 2012).

Ives *et al.*, (2012) concluyeron que el crecimiento y el desarrollo progresivo de la variedad y la regeneración de los haces vasculares a través de la interfaz de injerto son eficaces en la determinación de la compatibilidad de injertos entre *C. chinense* y las especies *Solanum melongena*, *S. nigrum* y *S. lycopersicum*; dichas variables fueron consideradas para determinar la posible relación entre el porcentaje de sobrevivencia con la histología de los injertos intergenéricos *Capsicum-Solanum*.

Análisis de cortes transversales de tallos de *Capsicum* y *Solanum*

El estudio histológico permitió la observación y determinación de características del córtex y del tejido vascular enfocado en el xilema, basado en las observaciones de Martínez-Ballesta *et al.*, (2010). Estos autores determinaron que las conexiones del xilema entre la variedad y el portainjerto afectan en el flujo del agua, y si existe disminución de este flujo provoca la disfunción del crecimiento de la planta producto de la insuficiencia de las conexiones vasculares del tallo.

Las variables que fueron medidas en los cortes histológicos transversales fueron diámetro de los tallos (DD), grosor del córtex (DGC, incluido el floema) y xilema (DGX), y se determinó que cada una de las correlaciones DD, DGC y DGX no fueron significativas ($P > 0.2$) y de baja magnitud ($r = -0.002$ a -0.371) sin importar el tipo de patrón. Las gráficas de correlación no mostraron tener tendencia aparente.

Con respecto a la dimensión del córtex de los tallos, los tratamientos S1-C17, S1-C8, S1-C6, S1-C15, S1-C12 y S1-C20 (con patrón *S. cardiophyllum*) fueron beneficiados al obtener porcentajes de sobrevivencia altos cuando se tenían diferencias de córtex menores a cero o cercanas a cero, y en el resto de los tratamientos con este patrón no se concluyó de la misma manera, entonces se dedujo que las dimensiones del córtex pueden ser un factor que influya en la sobrevivencia de un injerto, dependiendo de cuales sean la variedad y el patrón.

En cambio, para los tratamientos con el patrón *S. tuberosum* el córtex de éste siempre fue más grande que el de la variedad de *Capsicum* y con diferencias notables en sus dimensiones, deduciendo a partir de la gráfica de correlación que esta variable no tiene correlación con la sobrevivencia, pues se muestran diferencias marcadas y otras no tanto pero con sobrevivencia alta, siendo para el caso de patrón *S. tuberosum* esta variable no determina la sobrevivencia de los injertos.

De las cualidades que se buscaba encontrar con la medición de las dimensiones del córtex era determinar la alineación en la región cambial, pues su falta de alineación conduce a la muerte del tejido en el área de la herida de los portainjertos y las variedades y conlleva a su posterior muerte (Ives et al., 2012). Sin embargo, este factor no es determinante en todos los casos.

Las dimensiones del xilema en más del 50% de las accesiones fueron mayores que las del patrón *S. cardiophyllum*. Se mostró en la gráfica no haber tendencia o relación en cuanto al porcentaje de sobrevivencia con las dimensiones del xilema (Figura 79) considerando a nivel de grupo con este patrón, sin embargo no se puede generalizar esta observación, pues considerando el tipo de tratamiento con este mismo patrón, se observa en el caso de los tratamientos S1-C6, S1-C12, S1-C17, S1-C8, S1-C20 y S1-C5, las diferencias de las dimensiones de xilema relacionadas con el porcentaje de sobrevivencia, fueron menores a cero o cercanas tuvieron alto porcentaje de sobrevivencia, infiriendo que en estos tratamientos mencionados, la diferencia de las dimensiones del xilema que pueda existir entre los participantes del injerto no afecta en la sobrevivencia de la planta injertada.

Con el patrón *S. tuberosum* se mostraron anillos de xilema de menores dimensiones que la variedad en el 50% de los casos, sin embargo, el hecho de tener diferencias de dimensiones menores a cero o cercanas a cero atribuyeron a tener una sobrevivencia más alta, esto en los tratamientos S2-C5, S2-C7, S2-C15, S2-C6, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C18 y S2-C20, igualando las observaciones anteriores de que no en todos los casos aplica este atributo, sino que dependerá del tratamiento.

Entonces, los injertos con porcentajes de sobrevivencia altos en algunas combinaciones indican el establecimiento de la reparación del xilema de la herida a través de la unión del injerto, lo que permitió el movimiento de agua y nutrientes minerales entre el patrón y el injerto (Ives et al., 2012).

Análisis de cortes longitudinales de los tallos injertados

Las observaciones microscópicas de los cortes longitudinales de los injertos se observó la diferencia en los diámetros de injertos S2-C, sin embargo esta característica no afecto la sobrevivencia.

El tejido caloso se produce a partir de células del parénquima que se dividen rápidamente en la capa necrótica. A medida que estos tejidos de callo se multiplican, comienza la absorción de la capa necrótica, formando así un puente de callo entre los miembros del injerto. Estos puentes de callo permiten que el flujo de exudados del xilema entre los tejidos de portainjertos y la variedad, lo que aumenta la sobrevivencia en los injertos (Ives et al., 2012).

Sin embargo, En la formación del callo de los injertos con patrón *S. cardiophyllum* se notó una deficiencia o poco desarrollo de éste en comparación de los injertos con *S. tuberosum*, hecho que pudo influenciar en el éxito del injerto, pues también se ha reportado por varios investigadores que durante la formación exitosa de un injerto hay proliferación de callos, tanto del portainjerto como de la variedad, formación de puentes del callo, diferenciación de nuevo tejido vascular de células callosas y producción de xilema y floema secundarios (Hartmann & Kester, 1981).

Se observó la creación de callo en la mayoría de los casos y en las excepciones se observó la creación de callo de manera individual por integrante del injerto. Por otra parte en los injertos con patrón *S. cardiophyllum* se observó la coincidencia de anillos de xilema de manera regular y buena a diferencia de los injertos con el patrón domesticado.

Los diámetros de los tallos de las accesiones de *Capsicum* fueron notoriamente más chicos que el diámetro del tallo del patrón *S. tuberosum*, sin embargo, no fue un factor que afectara la sobrevivencia de los injertos, al obtener mejores resultados que con el patrón *S. cardiophyllum*, pues su diámetro era similar en las dimensiones al de *Capsicum*. La diferencia de los diámetros no afecto de manera significativa en la sobrevivencia de los injertos con el patrón domesticado sin embargo para los tratamientos S2-C9, S2-C10, S2-C14, S2-C16 y S2-C17 si influenció esta diferencia.

Cabe mencionar que la accesión C19 tuvo una mínima diferencia en la medida del diámetro del tallo con la del patrón *S. tuberosum*, a pesar de ello el tratamiento S2-C19 tuvo un 0%

de sobrevivencia, por lo que se infiere que esta variable no puede ser aplicada como determinante en compatibilidad.

Compatibilidad histológica

Se observó que por ser 32 diferentes tratamientos experimentales en los cuales intervinieron siete especies de solanáceas, hubo factores que a algunos afectaron más a que a otros, concordando con lo que dijo Kawaguchi *et al.*, (2008) , ellos mencionan que los injertos de plantas solanáceas responden de manera variada a la incompatibilidad dependiendo de la combinación de variedades y patrones.

Por ejemplo, este mismo autor determinó en su investigación con injertos entre algunas especies solanáceas que los injertos de tomate y chile murieron antes o después de la producción del fruto. Los injertos de chile con tomate murieron todos sin producir flores, mientras que los injertos tomate - tomate y chile - chile mostraron altos porcentajes de fructificación. Los resultados de este experimento según Kawaguchi *et al.*, (2008) se debieron a la disminución del potencial hídrico en el injerto chile – tomate, pues atribuyeron la reducción del tamaño de la raíz o a una conductividad hidráulica del xilema muy restringida en la unión del injerto de esta combinación. A partir de estos resultados, se puede explicar la inhibición del crecimiento y la alta mortalidad en este tipo de injertos entre un *Capsicum* y un *Solanum* donde las conexiones discontinuas de los vasos del xilema en la unión de injerto pueden inhibir la translocación de nutrientes desde el portainjerto hasta la variedad, dando lugar a mayores concentraciones de carbohidratos por encima de la unión del injerto y menores concentraciones de carbohidratos por debajo de la unión del injerto.

La compatibilidad de un injerto se determina mediante la regeneración de los haces vasculares a través de la interfaz de injerto y los parámetros de crecimiento vegetativo (Ives *et al.*, 2012) sin embargo en los cortes transversales se observó un anillo de xilema joven y no haces vasculares, es decir que ya había crecimiento secundario y por lo tanto las plantas estaban en un punto en el que estaban por pasar a la vida adulta; esta característica pudo haber sido otro factor por el cual hubo un declive en la población de los injertos en un tiempo menor antes de pasar por todas sus etapas fenológicas; la falta o disminución del número de haces vasculares diferenciados o la disfunción de haces vasculares diferenciados en la unión del injerto inhiben el transporte de nutrientes (Kawaguchi *et al.*, 2008); es por ello que al no contar precisamente con los haces vasculares de las plantas *Solanum-Capsicum*, se

consideró el hecho de tomar en cuenta la coincidencia de los anillos de xilema que determinarían el transporte de nutrientes a la variedad.

Los componentes del xilema son parte importante de la determinación del éxito en un injerto, pues como lo menciona Niklas (2006), los vasos del xilema limitados que unen los miembros del injerto son responsables de la reducción en el suministro de agua y nutrientes disueltos inhibiendo así el crecimiento de la variedad por lo que las restricciones hidráulicas que se producen en los elementos del xilema, imponen restricciones a la altura de la planta; siendo esta una posible explicación al “enanismo” aparente que surgió en las plantas injertadas, ya que en comparación con los controles autoinjerto y planta sin injertar estas desarrollaron poco en su crecimiento, por lo que como lo menciona Niklas (2006) la presencia de una capa necrótica ininterrumpida o fragmentada en la interfase del injerto provoca una baja conductividad hidráulica, y una baja conductividad hidráulica conduce a la inhibición del crecimiento de las plantas injertadas. También no solo las conexiones vasculares determinan el crecimiento de las plantas, sino también de la producción de nuevas hojas.

Se coincide con Kawaguchi *et al.*, (2008) al confirmar que las respuestas de las plantas solanáceas a la incompatibilidad en un injerto varían, dependiendo de la combinación de las variedades y los portainjertos. Así también la resolución de los problemas causados por la incompatibilidad del injerto diferirá dependiendo del tipo de incompatibilidad, como lo fue observado para unas combinaciones donde influyeron las dimensiones del córtex o del xilema y para otras no, al igual que en unas afectó el diámetro pero no en todos los tratamientos. Así también, las partes involucradas en el injerto pueden requerir diferentes nutrientes y aumentar así las posibilidades de incompatibilidad y por lo tanto baja sobrevivencia.

Además, la eventual diferenciación de las células callosas conduce a la generación de haces vasculares entre la variedad y el portainjerto. La reconexión vascular, en plantas herbáceas es la característica más importante en una combinación de injerto compatible (Ives *et al.*, 2012) sin embargo, en lo que se pudo observar en esta investigación es que intervienen más factores anatómicos que van en conjunto con la regeneración del tejido vascular, y que dependerá también de la combinación variedad-patrón quien determine en que porcentaje influencia esta característica complementada con el diámetro, córtex y cambium, añadiendo también los requerimientos nutrimentales de los involucrados.

4.6 CONCLUSIONES

- Existe una diferencia menor en el diámetro de los tallos entre los injertos S1-C que en los injertos S2-C, sin embargo el diámetro de los tallos en los injertos S1-C no explicó la sobrevivencia en los injertos, por otra parte los injertos S2-C no se vieron afectados por la diferencia de diámetros. La variable de diámetro de los tallos no explica el porcentaje de sobrevivencia de los injertos.
- Las dimensiones del córtex del patrón S2 fueron mayores a las de cada una de las variedades de *Capsicum*. Dicha variable no tuvo efecto significativo en el porcentaje de sobrevivencia obtenido por tipo de tratamiento; Estadísticamente hablando existe una correlación débil entre las variables dimensiones del córtex y sobrevivencia, por lo tanto la sobrevivencia de los injertos no se explica con las dimensiones del córtex.
- Las dimensiones del xilema de los tallos de manera grupal no explica el porcentaje de sobrevivencia, sin embargo por tipo de tratamiento existe una relación débil al observar que los tratamientos S1-C6, S1-C12, S1-C17, S1-C8 Y 21-C20 cuya diferencia de dimensiones de xilema entre patrón y variedad, fue menor a cero o cerca de cero al obtener mayores porcentajes de sobrevivencia.
- En los injertos con patrón S2, nueve de las variedades de *Capsicum* mostraron tener dimensiones del xilema más grandes que las de S2, sin embargo se mostró una tendencia donde la diferencia de diámetros es menor a cero o cercanas a cero habrá más porcentaje de sobrevivencia como lo mostraron los tratamientos S2-C5, S2-C6, S2-C7, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C18 y S2-C20. Sin embargo, estadísticamente hablando hay evidencia débil de que exista correlación entre estas variables.
- La variables diámetro de tallo, dimensiones del xilema y dimensiones del córtex correlacionadas con el porcentaje de sobrevivencia determinaron de manera grupal que no existe evidencia contundente de que la correlación exista, puesto que se muestra una correlación débil en casi todos los casos, siendo las excepciones en las que la dimensión del xilema y el diámetro en injertos con patrón S1 no hubo correlación.

- Las fotografías de los injertos revelaron que la muerte de dichos injertos se debió a que no hubo reparación y unión del xilema entre ambas partes participantes de los injertos con ambos patrones.
- La no compatibilidad anatómica pudo haberse debido a la diferencia madurez de las plantas (determinada por el anillo de xilema) y a su diferencia de edades.



V. CONCLUSIONES GENERALES

- El porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Solanum* y *Capsicum* difiere según la combinación y la especie del patrón y variedad. Los mayores porcentajes de sobrevivencia de injertos específicos ocurrieron cuando se usó el patrón silvestre (*S. cardiophyllum*) con porcentajes que fluctuaron entre 0 a 70% por tipo de tratamiento, a diferencia del uso del patrón domesticado (*S.tuberosum*) con porcentajes que fluctuaron entre 0 y 50%.
- De las 16 combinaciones con patrón *S.tuberosum*, 15 mostraron sobrevivencia a los 35 ddi con un 33.54% de plantas sobrevivientes, en tanto que para *S. cardiophyllum* solo 10 de las 16 combinaciones mostraron sobrevivencia con un 24% de plantas sobrevivientes.
- *S.tuberosum* fue mejor patrón que *S.cardiophyllum* al obtener más tratamientos con efectividad fenológica y productiva.
- La fenología de los injertos S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18 con patrón *S. tuberosum* fue similar a la de los autoinjertos y a las plantas sin injertar al cumplir con todas las fases fenológicas, sin embargo, la diferencia radicó en el desarrollo de la planta y en la producción de frutos y tubérculos.
- La fenología de los injertos con patrón *S. cardiophyllum* no fue similar a la de sus controles, pues en la mayoría de los tratamientos con este patrón, los injertos no desarrollaron botones, flores y frutos y la variedad no presentó crecimiento.
- Los tratamientos con el patrón *S.tuberosum* que llegaron a la fructificación fueron papa blanca- chile ancho, papa blanca- chile guajillo, papa blanca- chile de agua, papa blanca- chile de árbol, papa blanca- chile huacle, papa blanca- chile cora, papa blanca-chile cascabel, papa blanca- chile amarillo, papa blanca-chile habanero y papa blanca- chile campana (S2-C5, S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C11, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18, respectivamente), de los cuales ocho tuvieron

frutos que llegaron a la maduración (S2-C7, S2-C8, S2-C9, S2-C12, S2-C13, S2-C15, S2-C17 y S2-C18) aunque la producción en los controles fue mejor y mayor..

- Las mejores combinaciones fueron papa blanca-chile cascabel (S2-C13), papa blanca-chile amarillo (S2-C15), papa blanca-chile de agua (S2-C8) y papa blanca-chile cora (S2-C12).
- El análisis histológico permite explicar solo de manera parcial las diferencias en el porcentaje de sobrevivencia de injertos entre *Capsicum* y *Solanum*, ya que el control ambiental (humedad relativa, temperatura, luz y asepsia) durante el proceso de incubación y aclimatación tiene gran relevancia sobre la sobrevivencia de los injertos.
- La muerte de los injertos se debió probablemente al proceso inadecuado de aclimatación, exceso de humedad y calor, diferencia de diámetros y diferencia de requerimientos climáticos, falta de reparación de la herida del xilema y la falta de creación de puentes y unión de los vasos, provocando la falta de circulación de nutrientes del patrón a la variedad.

RECOMENDACIONES

- Se sugiere adecuar los protocolos de aclimatación para los injertos intergenéricos *Capsicum-Solanum* ya que se cree que este proceso puede mejorar la calidad de los injertos y proporcionar mejores resultados de sobrevivencia.
- Debido al éxito de producción en los autoinjertos de *Capsicum*, se sugiere hacer uso de esta técnica y autoinjertar esta especie para mejorar y aumentar la producción de fruto.
- Se propone continuar con las investigaciones de injertos con los tratamientos papa blanca-chile cascabel (S2-C13), papa blanca-chile amarillo (S2-C15), papa blanca-chile de agua (S2-C8) y papa blanca-chile cora (S2-C12) ya que de estos se obtuvieron los mejores resultados de desarrollo fenológico y producción.

GLOSARIO

Abiótico: Comprende todos los fenómenos físicos como la presión atmosférica, lluvia, aire, suelo; y químicos como los minerales, salinidad en suelo o agua, entre otros, que afectan a un organismo. Componente sin vida del ecosistema ni derivado de seres vivos. Lugar en que la vida es imposible.

Agricultura sustentable: Actividad agropecuaria que se apoya en un sistema de producción que tenga la aptitud de mantener su productividad y ser útil a la sociedad a largo plazo; Debe garantizar la seguridad alimentaria mundial y al mismo tiempo promover ecosistemas saludables y apoyar la gestión sostenible de la tierra, el agua y los recursos naturales.

Alcaloide: Metabolitos secundarios de las plantas. Compuestos orgánicos nitrogenados de carácter alcalino producidos casi exclusivamente por vegetales. Normalmente derivan de los aminoácidos.

Angiosperma: la palabra significa "(sperma) semilla en el interior de un receptáculo (angeion) o encapsulada". Se ubican en el Phylum *Antofita* que son las plantas con flores. Se caracterizan por tener estructuras reproductivas florales y las semillas se desarrollan dentro del ovario, que al madurar se transforman en fruto.

Antesis: Inicio de la apertura de la flor para su polinización.

Autóctona: Originario del mismo lugar en el que se vive.

Biótico: Comprende todos los organismos vivos en un ecosistema y las interrelaciones que se forman entre ellos.

Capsicina: es un alcaloide natural (8-metil-N-vanillil-6-nonenamida) responsable de la pungencia o picor que provoca al ser consumido. Es producido por plantas del género *Capsicum* como defensa a depredadores. Su contenido varía dependiendo de la especie y variedad. Es medido en unidades Scoville.

Domesticado: Estado de un organismo que fue sometido por un proceso de domesticación en el cual la especie determinada pierde, adquiere o desarrolla ciertos caracteres morfológicos, fisiológicos o de comportamiento los cuales son heredables. Son el resultado de una interacción prolongada de una selección deliberada por parte del ser humano.

Ergástico: Estructura morfológica de material relativamente puro presente como inclusión, frecuentes en plastidios o vacuolas de la célula vegetal.

Estolón: Es un tipo de tallo rastrero originado de los tallos principales de la planta. Puede ser de tipo subterráneo (bajo el suelo) o epigeo (sobre el suelo).

Etnobotánica: estudio de las relaciones entre las plantas y el ser humano, incluyendo sus aplicaciones y usos tradicionales para determinar su valor cultural o científico.

Filotaxis: Disposición que presentan las hojas sobre el tallo ligada a su estructura primaria.

Fitomejoramiento: conjunto de actividades destinadas a mejorar las cualidades genéticas de un cultivo y se obtienen como resultado nuevas variedades.

Fotoperiodo: Es el tiempo de exposición a la luz en el curso del día vinculado a la sucesión del día y la noche y varía con la latitud y las estaciones.

Glicoalcaloide: son metabolitos secundarios en forma de glicósidos unidos a moléculas de azúcares. Están presentes en las hojas, tallos, brotes y tubérculos de las plantas pertenecientes a la familia de las solanáceas. Sus mayores representantes son α -solanina y α -chaconina.

Inerte: Todo aquello que carece de movilidad o vida.

Intergenérico: Cruzamiento entre dos especies de géneros distintos.

Silvestre: Se refiere a todos los organismos que no han pasado por el proceso de domesticación o selección del ser humano y por lo tanto se encuentran en su estado natural y con carga genética intacta.

Solanina: Glicoalcaloide de naturaleza tóxica presente en plantas de la familia Solanaceae que les proporciona protección contra los depredadores. Responsable de dar sabor amargo a las partes de la planta que lo contienen. Su fórmula elemental es $C_{45}H_{73}NO_{15}$.

Tubérculo: Son tallos subterráneos engrosados que almacenan nutrientes como reserva para la planta. Tienen brotes de los que crecerán nuevos tallos.

BIBLIOGRAFIA

- Aceves, N. L., Juárez, L. J., Palma, L. D., López, L. R., Rivera, H. B., Rincón, R. J., . . . Martínez, S. A. (2008). *Estudio para determinar zonas de alta potencialidad del cultivo del chile habanero (Capsicum chinense Jacq.) en el estado de Tabasco.* (SAGARPA Ed.). Tabasco, México.
- Alvarado, R. M., Reyes, C. A., Almanza, S. L., Sánchez, P. J., & Velázquez, S. (2008). Transformación genética de *Solanum cardiophyllum* mediada por *Agrobacterium rhizogenes* *Revista Investigación Científica, Vol. 4, No. 2.*
- Araméndiz, H., Cardona, C., & Espitia, M. (2009). Caracterización de la morfología floral de dos cultivares de Berenjena (*Solanum melongena* L.) (Solanaceae). *Revista Facultad Nacional de Agronomía - Medellín, vol. 62, núm. 2.*
- Arce, F. (2002). *El cultivo de la patata* (S. A. M.-P. Libros Ed. 2da. edición ed.).
- Azcárraga, M., Jáquez, M., Bonfil, A., & Sandoval, E. (2010). *Atlas de Anatomía vegetal* (F. C. COPI-TECA. Departamento de Diseño y publicaciones Ed. Primera edición ed.). México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Bletsos, F., & Olympios, C. (2008). Rootstocks and Grafting of Tomatoes, Peppers and Eggplants for Soil-borne Disease Resistance, Improved Yield and Quality. *The European Journal of Plant Science and Biotechnology*((Special Issue 1)), 62-73
- Bosland, P. W., & Votava, E. J. (2012). *Vegetable and spice capsicums* (CABI Ed.). New York.
- Boutelou, C. (2007). *Tratado del Injerto* (J. d. A. C. d. A. y. Pesca. Ed.).
- Cara, G. J. (2006). *La observación fenológica en agrometeorología.* Retrieved from
- Carreño, N., Vargas, A., Bernal, A. J., & Restrepo, S. (2007). Problemas fitopatológicos en especies de la familia Solanaceae causados por los géneros *Phytophthora*, *Alternaria* y *Ralstonia* en Colombia. Una revisión *Agronomía Colombiana, 25(2)*, 320-329.
- CONABIO. *Solanum tuberosum*
- Cuevas-Arias, C. T., Vargas, O., & Rodríguez, A. (2008). Solanaceae diversity in the state of Jalisco, Mexico. *Revista Mexicana de biodiversidad, 79*, 67-79.
- De Miguel, A., De la Torre, F., Baixauli, C., Maroto, J. V., Jordá, M. C., López, M. M., & García-Jiménez, J. (2007). *Injerto de Hortalizas* (p. y. a. Ministerio de Agricultura Ed.). España.
- Dempewolf, H., Eastwood, R. J., Guarino, L., Khoury, C. K., Müller, J. V., & Toll, J. (2015). Adapting Agriculture to Climate Change: A Global Initiative to Collect, Conserve, and Use Crop Wild Relatives *Agroecology and Sustainable Food Systems 38:4*, 369-377 doi:10.1080/21683565.2013.870629
- Duccio, B. (1993). La papa : apuntes sobre sus orígenes y su domesticación. . *Journal de la Société des Américanistes, 79*, 173-187
- Esau, K. (1976). *Anatomía vegetal* (E. OMEGA Ed. 3era. edición. ed.). Barcelona.
- Estrada-Luna, A. A., García-Aguilar, M., & Vielle-Calzada, J. (2004). Female reproductive development and pollen tube growth in diploid genotypes of *Solanum cardiophyllum* Lindl. . *Sex Plant Reprod 17*, 117–124. doi:DOI 10.1007/s00497-004-0219-7
- FAO. (2014). Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Flores-Magdaleno, H., Flores-Gallardo, H., & Ojeda-Bustamante, W. (2014). Predicción fenológica del cultivo de papa mediante tiempo térmico. *Rev. Fitotec. Mex., Vol. 37 (2)*, 149 - 157.
- Flórez, L. M., Pérez, L. V., & Melgarejo, L. M. (2012). Manual calendario fenológico y fisiología del crecimiento y desarrollo del fruto de *Gulupa (P assiflora edulis sims)* de tres localidades del departamento de Cundinamarca. In U. N. d. Colombia (Ed.), (pp. 33-51). Colombia.
- Gisbert, C., Prohens, J., Raigon, M. D., Stommel, J. R., & Nuez, F. (2011). Eggplant relatives as sources of variation for developing new rootstocks: Effects of grafting on eggplant yield and fruit apparent quality and composition. *Scientia Horticulturae, 128(1)*, 14-22. doi:10.1016/j.scienta.2010.12.007
- Gonzalez, E., Gutierrez, T., & Contreras, F. (2006). El chile habanero en Yucatán. *Revista Ciencia y Desarrollo, 32*.

- González-Lavaut, J. M. d. O.-R., Y. Domínguez-Mesa, M. (2007). Breve reseña de la especie *Solanum melongena* L. *Revista Cubana de plantas medicinales*, Vol. 12 no. 3.
- Guerrero, R. (2015). *Niveles de dormancia en semilla de chile silvestre de diferentes ecorregiones y desarrollo de protocolos para la germinación y regeneración de accesiones*. (Master), Universidad Autónoma de Aguascalientes, Aguascalientes.
- Guigón, L. C., & González, G. P. (2001). Estudio Regional de las Enfermedades del Chile (*Capsicum annuum*, L.) y su Comportamiento Temporal en el Sur de Chihuahua, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, vol. 19, 49- 56.
- Gárate, D. M. (2010). *Técnicas de Propagación por estacas*. Universidad Nacional de Ucayali,
- Hannapel, D., Chen, H., F., R., Banerjee, A., & Davies, P. (2004). Molecular Controls of Tuberization. *American Journal of Potato Research*, Volume 81(4), 263–274.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1981). *Propagación de plantas, principios y prácticas*. México: C.E.C.S.A.
- Hawkes, J. (1990.). *The potato: evolution, biodiversity and genetic* (B. Press Ed.). London.
- Hertel, T. W., Burke, M. B., & Lobell, D. B. (2010). The Poverty Implications of Climate-Induced Crop Yield Changes by 2030. *GTAP Working Paper*, No. 59
- Hijmans, R., & Spooner, D. (2001). *Geographic distribution of wild potato species* (Vol. 88(11)).
- Huang, Y., Tang, R., Cao, Q., & Bie, Z. (2009). Improving the fruit yield and quality of cucumber by grafting onto the salt tolerant rootstock under NaCl stress *Scientia Horticulturae*, 122, 26–31.
- Irigoyen, J., & Cruz, M. (2005). *Guía técnica de semilleros y viveros frutales* (I. CATIE Ed. 1era edición ed.). El Salvador: Ministerio de Agricultura y ganadería.
- Ives, L., Brathwaite, R., Barclay, G., Isaac, W. A., Bowen-O'Connor, C., & Bekele, I. (2012). Graft Compatibility of Scotch Bonnet (*Capsicum chinense* Jacq) with Selected Salt-Tolerant Solanaceous *Journal of Agricultural Science and Technology*, B 2, 81-92.
- Johns, T., & Galindo, A. J. (1990). Glycoalkaloid change during the domestication of the potato, *Solanum* Section Petota *Euphytica*, 50 203-210.
- Kawaguchi, M., Taji, A., Backhouse, D., & Oda, M. (2008). Anatomy and physiology of graft incompatibility in solanaceous plants. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*, 83(5), 581-588.
- Kubota, C., McClure, M. A., Kokalis-Burelle, N., Bausher, M. G., & Roskopf, E. N. (2008). Vegetable grafting: History, use, and current technology status in North America. *Hortscience*, 43(6), 1664-1669.
- Lee, J. M., Kubota, C., Tsao, S. J., Bie, Z., Echevarria, P. H., Morra, L., & Oda, M. (2010). Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 93-105. doi:10.1016/j.scienta.2010.08.003
- Luna-Cavazos, M., Romero-Manzanares, A., & García-Moya, E. (2007). Distribución geográfica y ecológica de papas silvestres (*Solanum* L.), del altiplano Potosino-Zacatecano, México. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 13(1), 35-41
- López-Elías, J., Fco. Romo, A. R., & Domínguez S, J. G. (2008). Evaluación de métodos de injerto en sandía (*Citrullus lanatus* (Thumb.) matsum. & Nakai) sobre diferentes patrones de calabaza. *IDESIA*, 26, 13-183.
- Martínez-Ballesta, M. C., Alcaraz-Lopez, C., Muries, B., Mota-Cadenas, C., & Carvajal, M. (2010). Physiological aspects of rootstock-scion interactions. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 112-118. doi:10.1016/j.scienta.2010.08.002
- Martínez, M., Rodríguez, A., Vargas, O., & Chiang, F. (2011). Catálogo nomenclatural de las Solanaceae de México. In U. d. G. UAQ, U.N.A.M (Ed.), (pp. 39). Querétaro, Qro.
- Medina, C. C., & Perdomo, M. A. (2013). Injertos de púa en frutales de hueso y pepita. In
- Miles, C., Schaffer, S., & Estrada, E. (2013). Injerto de Verduras, berenjenas y tomates. In (Washington State University ed.): Extensión Cooperativa de la Universidad Estatal de Washington y el Departamento de Agricultura de los EE.UU.
- Montaldo, A. (1984). *Cultivo y mejoramiento de la papa* (IICA Ed.). Costa Rica.
- Montes-Hernández, S. (2010). *Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género Capsicum que crecen y se cultivan en México*.

- Morales, F. S. (2011). *Crecimiento, contenido de azúcares y capacidad de brotación en semilla tubérculo de papa (Solanum tuberosum L.)*. (Doctorado), Universidad Autónoma de Chapingo, Edo. de México.
- Moreno, P. E., Mora, A. R., Sánchez, F., & García-Pérez, V. (2011). Fenología y rendimiento de híbridos de pimiento morrón (*Capsicum annuum* L.) cultivados en hidroponía. *Revista Chapingo Serie Horticultura, Vol. XVII, Edición Especial 2* 5-18
- Muciño, S. S., Pedral, M. E., Aquino, M. J., & López, R. M. (2004). Guía para cultivar chile manzano en invernadero. In I. d. I. y. c. Agropecuaria. (Ed.), (Primera edición ed.). México.
- Mundarain, S., Coa, M., & Cañizares, A. (2005). Fenología del crecimiento y desarrollo de plántulas de ají dulce (*Capsicum frutescens* L.). *Revista UDO Agrícola, 5* (1), 62-67.
- Notario-Medellín, C., & Sosa-Morales, M. (2012). El jitomate (*Solanum lycopersicum*): aporte nutrimental, enfermedades, postcosecha y tecnologías para su almacenamiento en fresco. *Temas selectos de ingeniería de alimentos, 6-1*, 40-53.
- Ogbonnaya, E. A., & Muritala, I. K. (2014). Effect of Crude Ethanolic Extract of *Capsicum Frutescens* Fruit on Cisplatin-Induced Renal Insufficiency in Rats. *Journal of Physiology and Pharmacology Advances, 4*(2), 332-336
- Ozores-Hampton, M., Zhao, X., & Ortez, M. (2014). *Introducción a la Tecnología de Injertos a la Industria de Tomate en la Florida: Beneficios Potenciales y Retos*. Retrieved from Florida:
- Palacios, C. S. (2007). *Caracterización morfológica de accesiones de Capsicum spp.* . (Magister), Universidad Nacional de Colombia, Colombia.
- Quintero, I., Montero, F., Zambrano, J., Meza, N., Maffei, M., Valera, A., & Alvarez, R. (2009). Evaluación de once clones promisorios de papa (*Solanum tuberosum* L.) en el estado Trujillo. I Crecimiento, desarrollo y rendimiento. *Revista de la facultad de Agronomía, v.26 n.3*.
- Reig-Armiñana, J., & García-Breijo, F. (2012). *Técnicas de histología vegetal* (D. d. e. a. U. P. d. Valencia Ed.). Valencia, España: Laboratorio de Histología vegetal "Julio Irazo".
- Rodriguez, M., & Bosland, P. (2010). Grafting Capsicum to Tomato Rootstocks. *Journal of Young Investigators, Volume 20*(Issue 2).
- Rodríguez, L. E. (2009). Teorías sobre la clasificación taxonómica de las papas cultivadas (*Solanum* L. sect. Petota Dumort.). Una revisión *Agronomía Colombiana, 27*(3), 305-312.
- Rodríguez-Pérez, L. (2010). Ecofisiología del cultivo de la papa (*Solanum tuberosum* L.). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas, Vol. 4 - No. 1*, 97-108.
- Rojas-González, S., García-Lozano, J., & Alarcón-Rojas, M. (2004). *Propagación asexual en plantas*. Colombia.
- Rouphael, Y., Schwarz, D., Krumbein, A., & Colla, G. (2010). Impact of grafting on product quality of fruit vegetables. *Scientia Horticulturae, 127*(2), 172-179. doi:10.1016/j.scienta.2010.09.001
- Rzedowski, G. C. d., & Rzedowski, J. (2005). *Flora fanerogámica del Valle de México* (A. C. y. C. N. p. e. c. y. U. d. I. B. Instituto de Ecología Ed.). México.
- SAGARPA. (2015). México, líder mundial en exportación de chile: SAGARPA.
- Salazar, J. F., & Juárez, L. P. (2012). Requerimiento macronutricional en plantas de chile (*Capsicum annuum* L.). *BioCiencias, 2* (2), 27-34.
- Sandoval, E. (2005). *Técnicas aplicadas al estudio de la anatomía vegetal* (UNAM Ed. Vol. Volumen 38 of cuadernos del instituto de Biología).
- Schwarz, D., Rouphael, Y., Colla, G., & Venema, J. H. (2010). Grafting as a tool to improve tolerance of vegetables to abiotic stresses: Thermal stress, water stress and organic pollutants. *Scientia Horticulturae, 127*(2), 162-171. doi:10.1016/j.scienta.2010.09.016
- SIAP. (2016). Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera.
- Sierra-Muñoz, J. C., Siqueiros-Delgado, M. E., Flores-Ancira, E., Moreno-Rico, O., & Arredondo-Figueroa, J. L. (2015). Riqueza y distribución de la familia Solanaceae en el estado de Aguascalientes, México *Botanical Sciences, 93* (1), 1-21. doi:DOI: 10.17129/botsci.63
- SINAREFI. (2015). Sistema Nacional de recursos Fitogenéticos para la alimentación y la agricultura.
- Sory-Toure, A., Nieto-Ángel, R., Rodríguez-Pérez, J. E., Barrientos-Priego, A. F., Ibáñez-Castillo, L. A., Romanchik K., E., & Núñez-Colín, C. A. (2010). Variación anatómica del xilema en tallo de cultivares de tomate injertados en un tipo criollo. *Revista Chapingo Serie Horticultura, 16*(1), 67-76.

- Spooner, D. (2013a). *Solanum tuberosum* (Potatoes). *Brenner's Encyclopedia of Genetics*, 6, 481-483 pp. doi:doi:10.1016/B978-0-12-374984-0.01442-X
- Spooner, D. (2013b). *Solanum tuberosum* (Potatoes)*Solanum tuberosum* (Potatoes). *Brenner's Encyclopedia of Genetics*, 6, 481-483 pp. doi:doi:10.1016/B978-0-12-374984-0.01442-X
- Spooner, D. M., McLean, K., Ramsay, G., Waugh, R., & Bryan, G. J. (2005). A single domestication for potato based on multilocus amplified fragment length polymorphism genotyping. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 102(41), 14694-14699. doi:10.1073/pnas.0507400102
- USDA. (2003). *Processing Chile Pepper Pilot Loss Adjustment Standards Handbook. Succeeding Crop Years*. Washington, D.C.
- Villa-Vázquez, J. L., & Rodríguez- Contreras, A. (2011). Cultivo de papas silvestres *Solanum cardiophyllum* y *S. ehrenbergii* en San Ignacio, municipio de Villa Hidalgo, Jalisco, México *Revista de Geografía Agrícola*, núm. 46-47 19-27.
- Yamamoto, S. (2013). Use of *Capsicum frutescens* in Weno, Romanum, and Piis islands, Chuuk Atoll, Federated States of Micronesia. *Occasional Papers*, No.53 77-89.
- Yzarra, T. W., & López, R. F. (2001). *Manual de observaciones fenológicas* (M. d. A. y. S. N. d. m. e. h. d. Perú Ed.). Perú: SENAMHI
- Zúñiga, U. P., & Pacheco, S. R. (2007). Germinación y desarrollo de plántulas de *Capsicum pubescens* ruiz & pav. (Solanaceae) en el Jardín Botánico José Celestino Mutis, Bogotá, D.C. - Colombia *Jardín Botánico Bogotá. Pérez Arbelaezia*, No. 18 Vol. 1, 33-46.



APÉNDICE

Apéndice A. Supervivencia

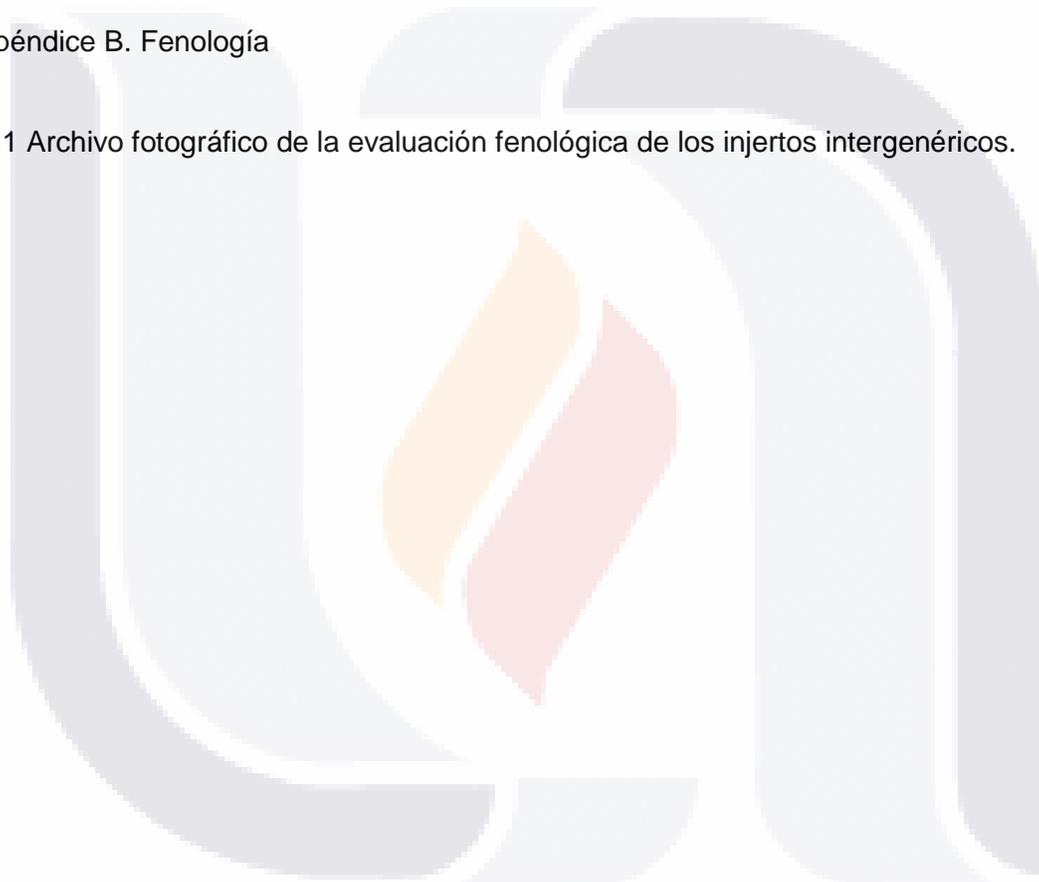
A.1 Gráficas de porcentaje de supervivencia con patrón *S.cardiophyllum*

A.2 Gráficas de porcentaje de supervivencia con patrón *S.tuberosum*

A.3 Archivo fotográfico de los injertos intergénicos supervivientes

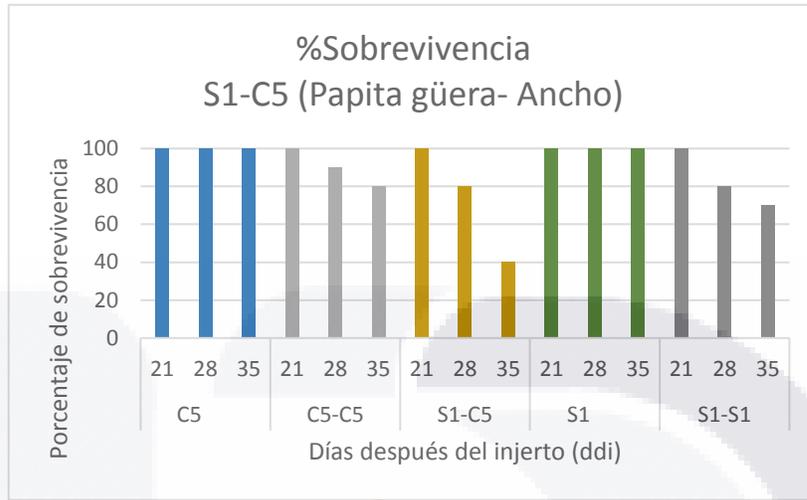
Apéndice B. Fenología

B.1 Archivo fotográfico de la evaluación fenológica de los injertos intergenéricos.

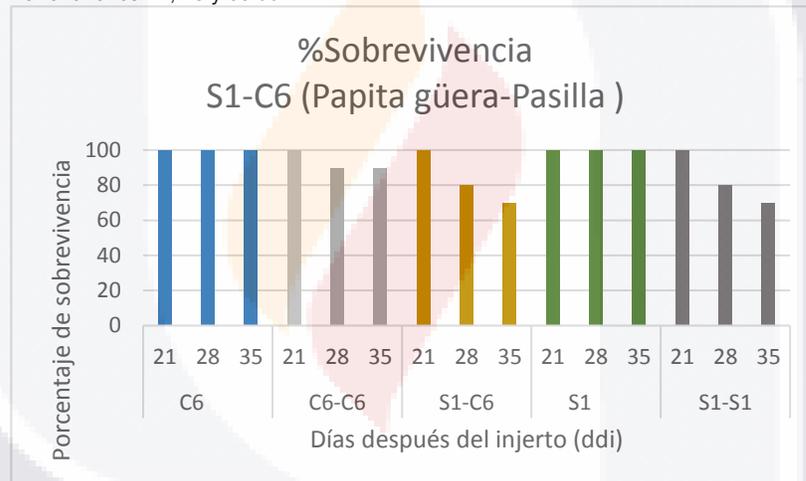


APÉNDICE A. SOBREVIVENCIA

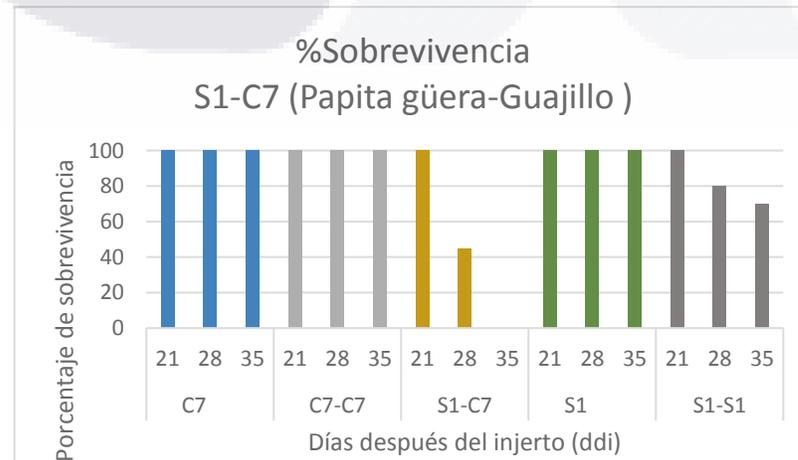
A.1 Graficas de porcentaje de sobrevivencia con patrón *S.cardiophyllum*



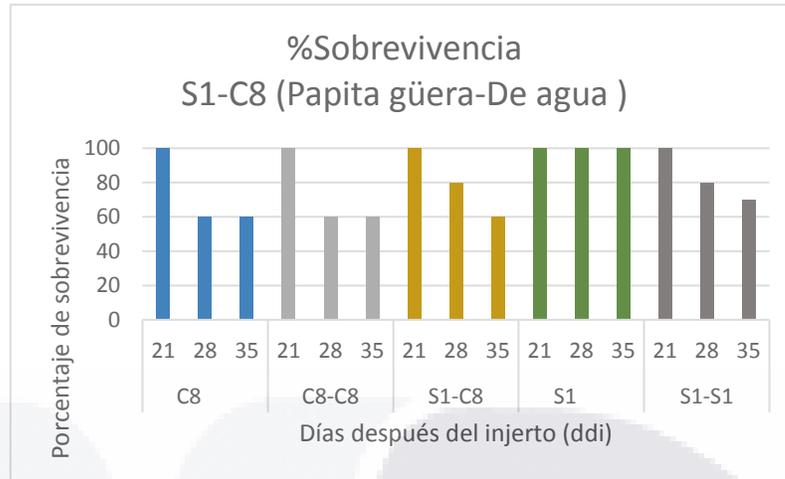
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annum* "ancho" a los 21, 28 y 35 ddi.



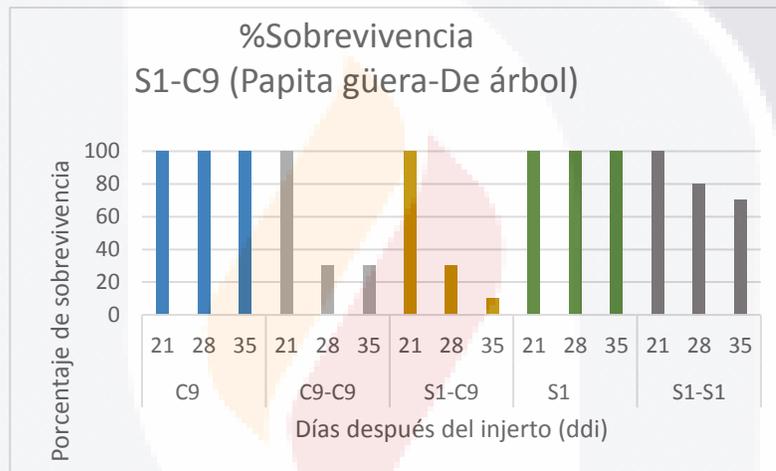
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annum* "pasilla" a los 21, 28 y 35 ddi.



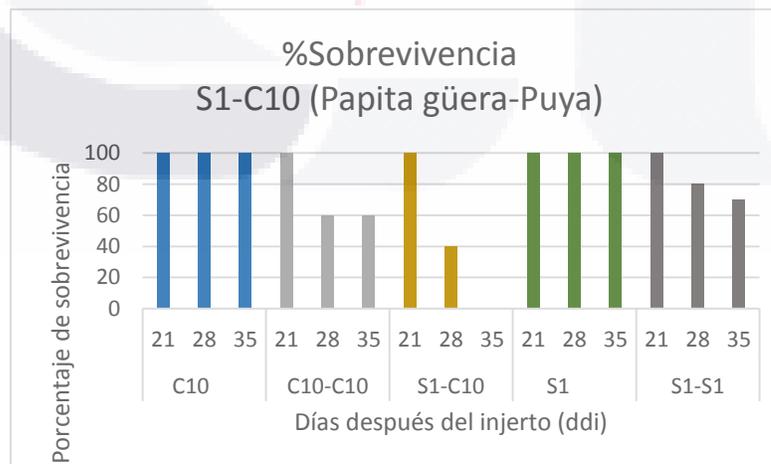
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annum* "guajillo" a los 21, 28 y 35 ddi.



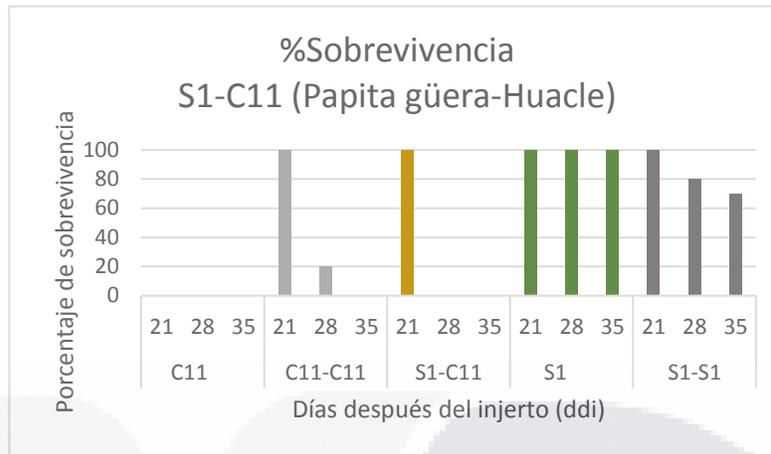
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annuum* "chile de agua" a los 21, 28 y 35 ddi.



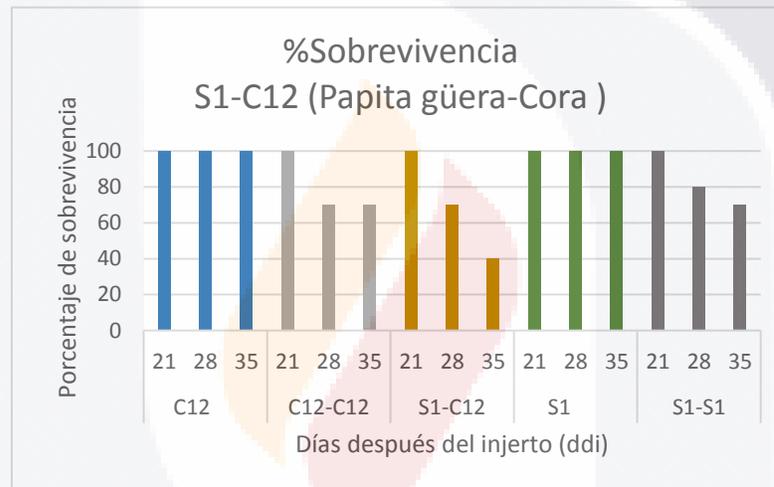
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annuum* "chile de árbol" a los 21, 28 y 35 ddi.



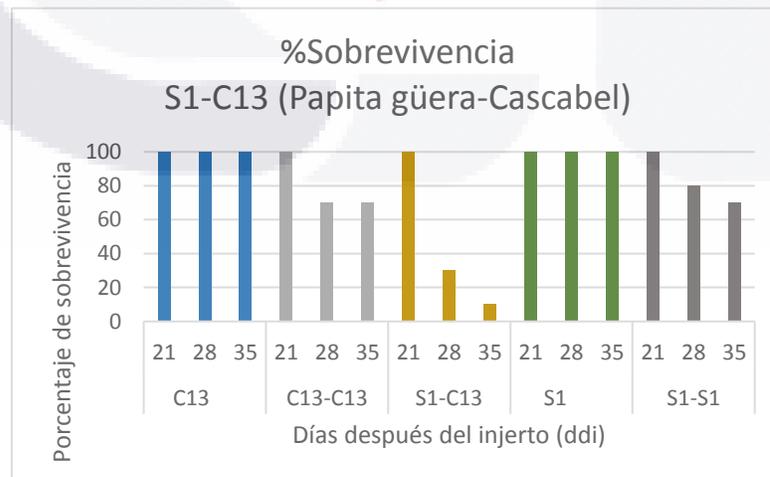
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annuum* "chile puya" a los 21, 28 y 35 ddi.



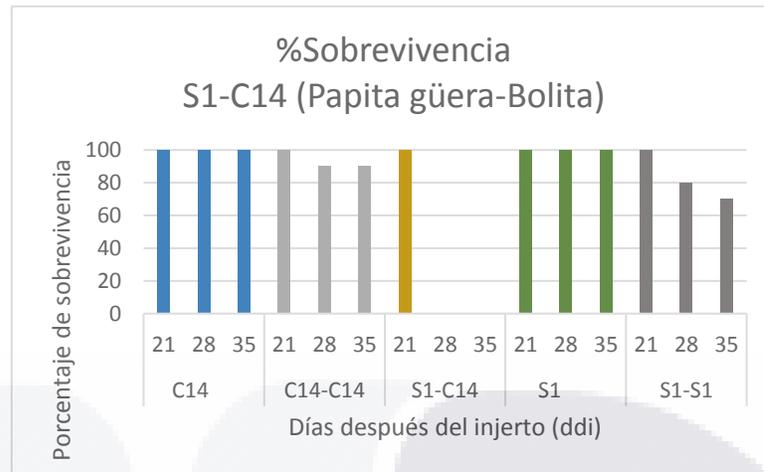
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annuum* "chile huacle" a los 21, 28 y 35 ddi.



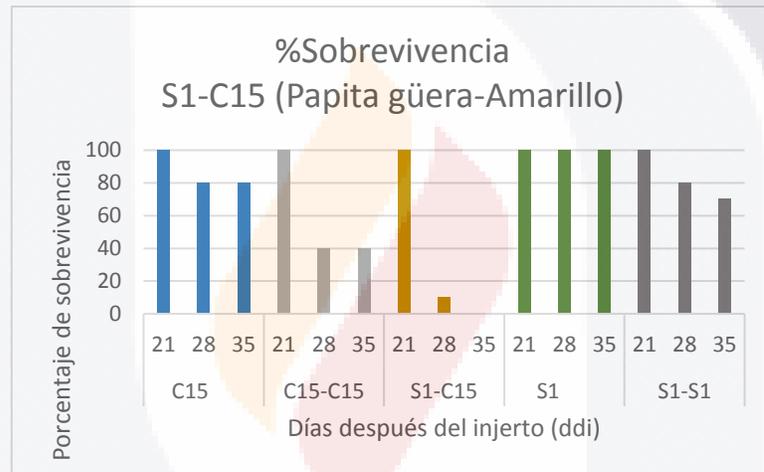
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annuum* "chile cora" a los 21, 28 y 35 ddi.



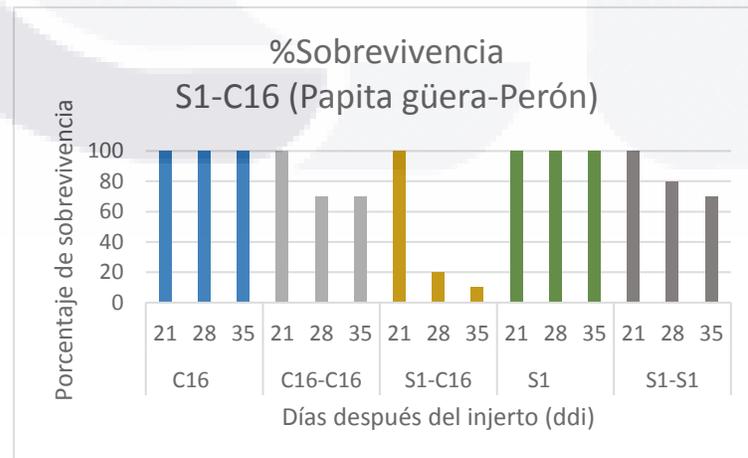
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annuum* "chile cascabel" a los 21, 28 y 35 ddi.



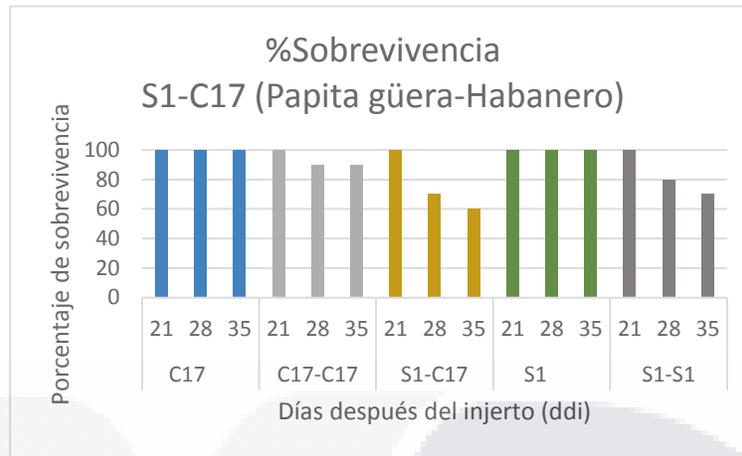
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. frutescens* "chile bolita" a los 21, 28 y 35 ddi.



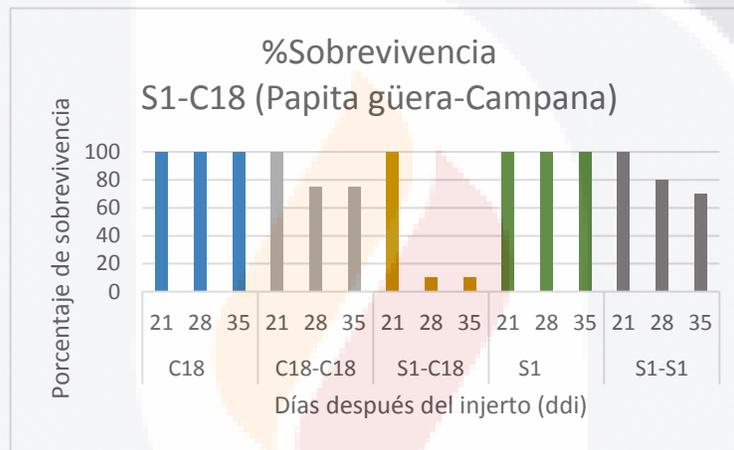
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. frutescens* "chile amarillo" a los 21, 28 y 35 ddi.



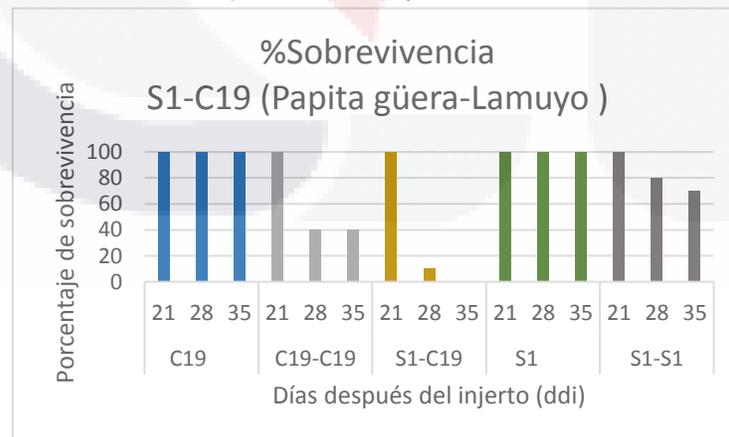
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. pubescens* "chile perón" a los 21, 28 y 35 ddi.



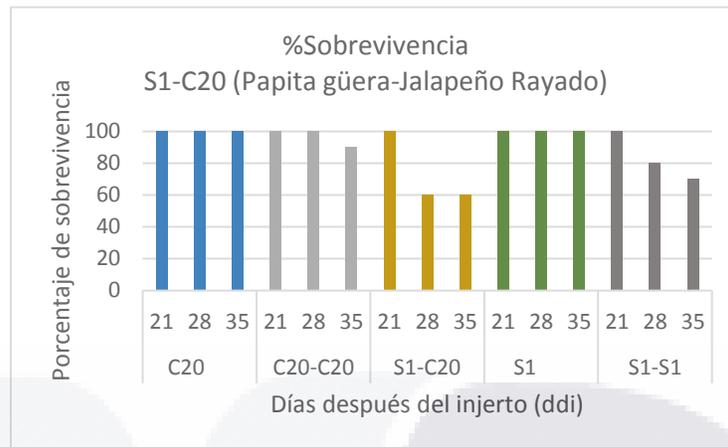
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. chinense* "chile habanero" a los 21, 28 y 35 ddi.



Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. baccatum* "chile campana" a los 21, 28 y 35 ddi.

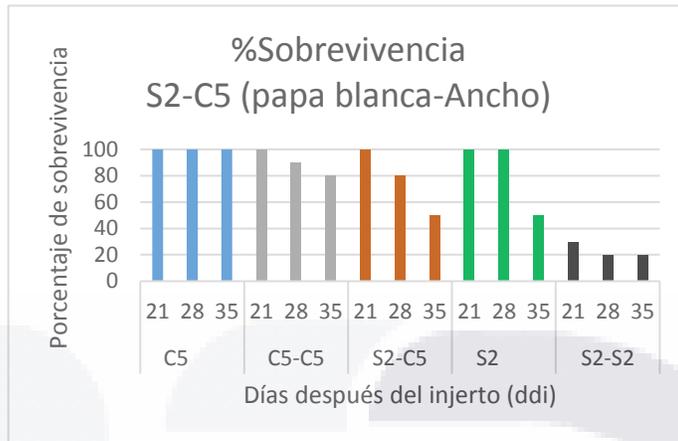


Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. baccatum* "chile Lamuyo" a los 21, 28 y 35 ddi.

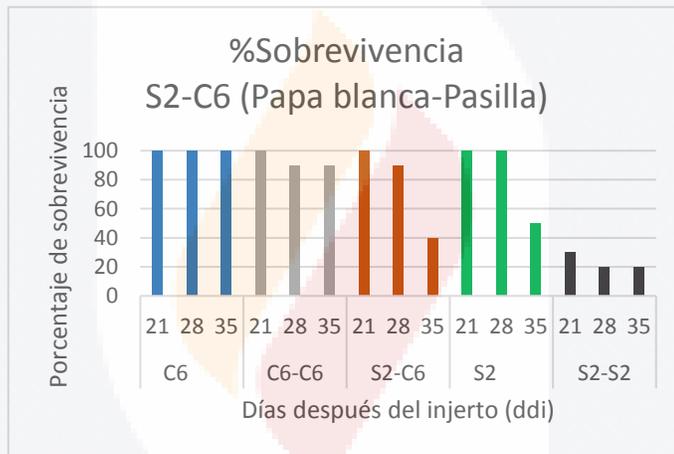


Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. cardiophyllum* + *C. annuum* "chile jalapeño rayado" a los 21, 28 y 35 ddi.

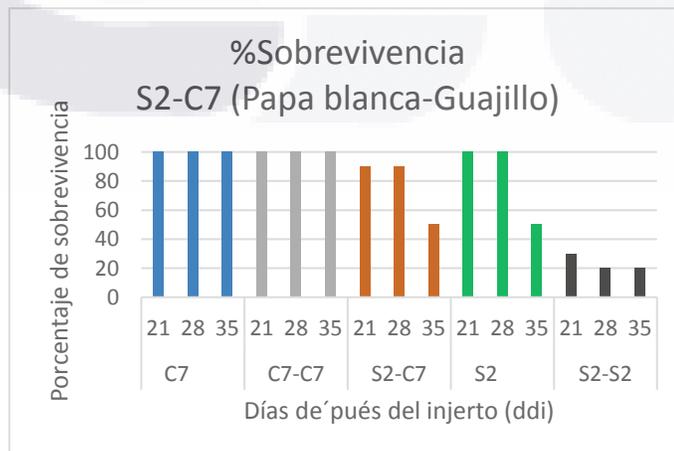
A.2 Gráficas de porcentaje de sobrevivencia con patrón *S.tuberosum*



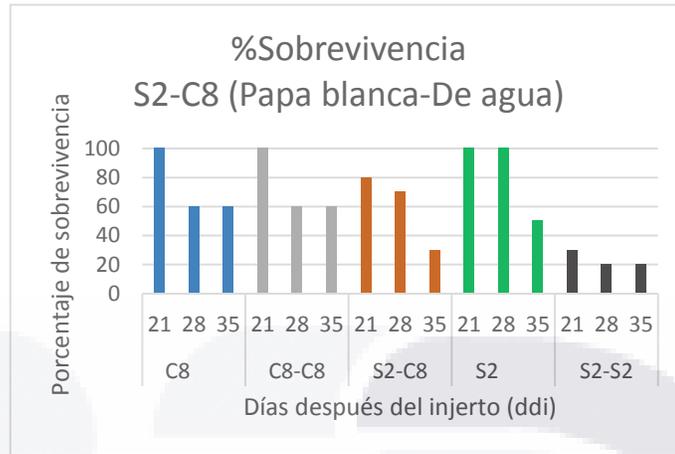
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "ancho" a los 21, 28 y 35 ddi.



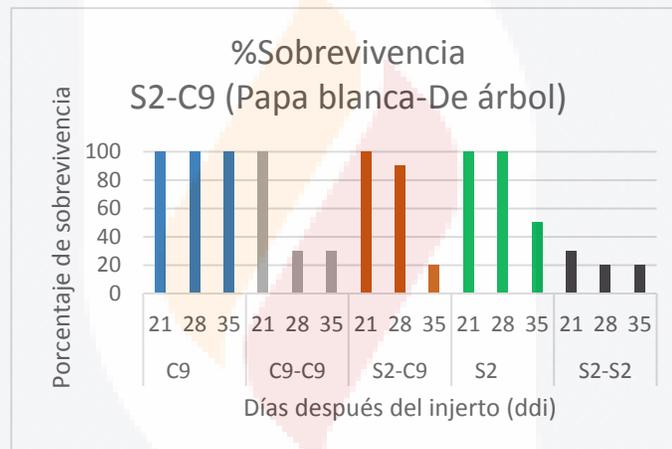
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile pasilla" a los 21, 28 y 35 ddi.



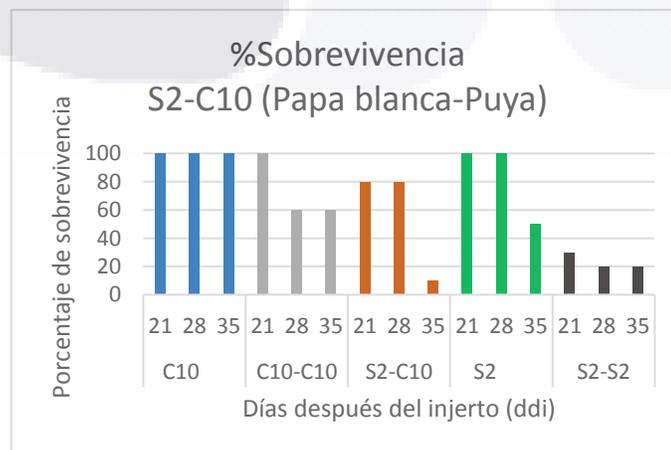
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile guajillo" a los 21, 28 y 35 ddi.



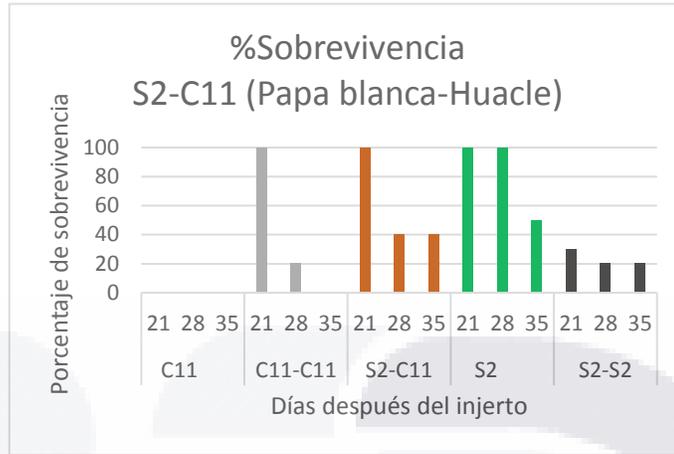
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile de agua" a los 21, 28 y 35 ddi.



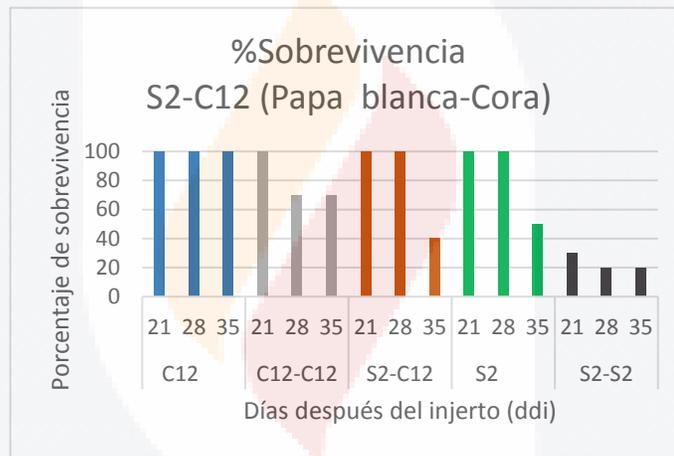
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile de árbol" a los 21, 28 y 35 ddi.



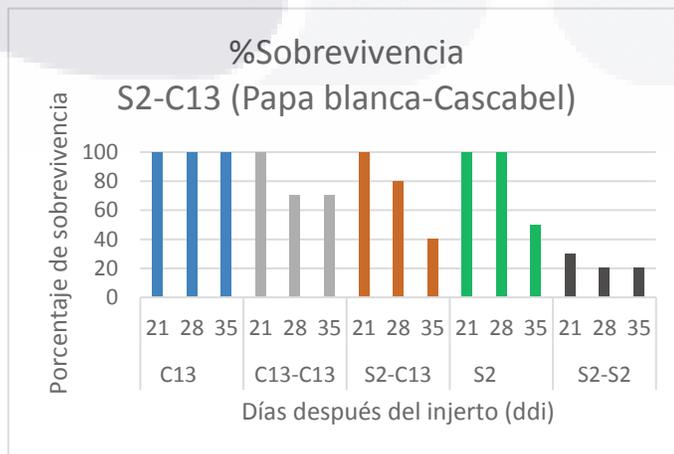
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile puya" a los 21, 28 y 35 ddi.



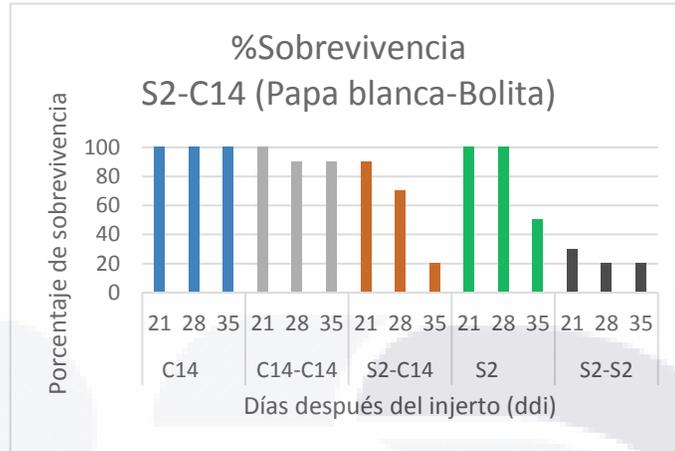
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile huacle" a los 21, 28 y 35 ddi.



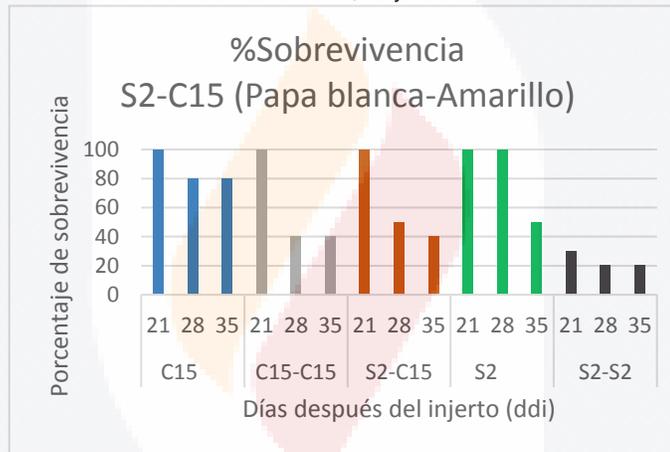
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile cora" a los 21, 28 y 35 ddi.



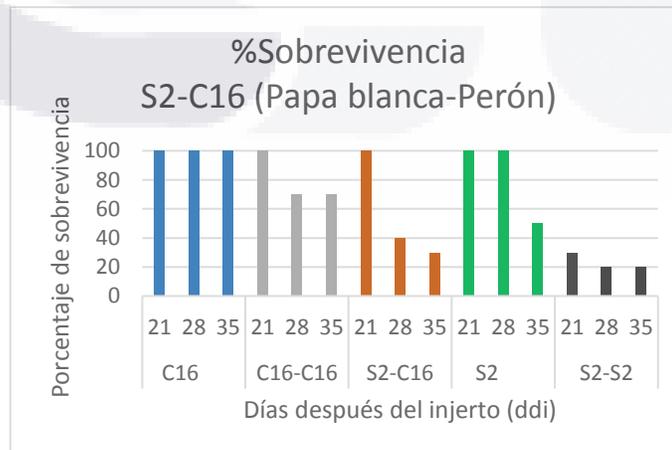
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile cascabel" a los 21, 28 y 35 ddi.



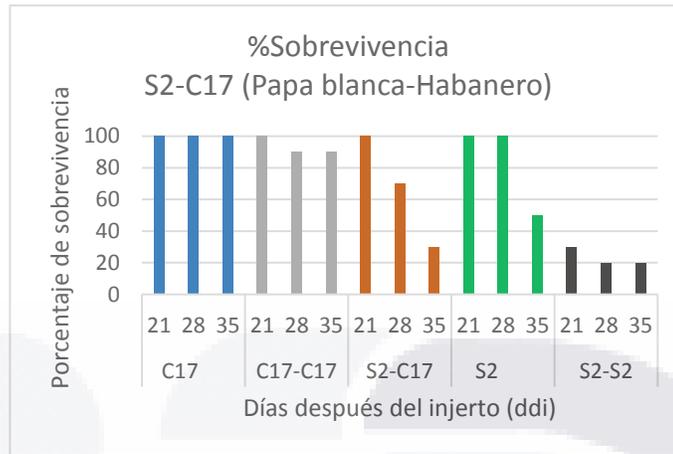
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. frutescens* "chile bolita" a los 21, 28 y 35 ddi.



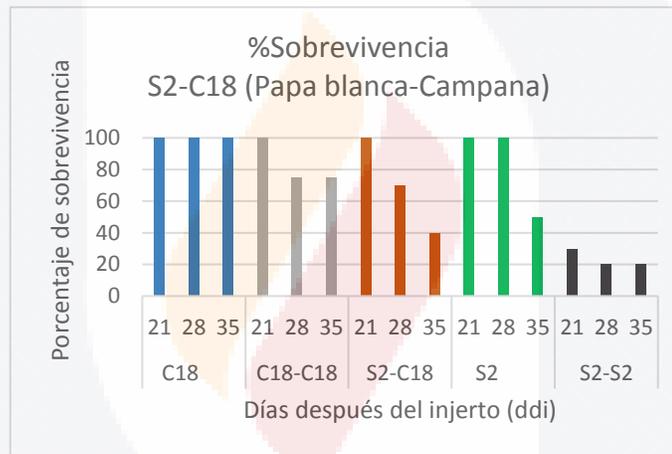
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. frutescens* "chile amarillo" a los 21, 28 y 35 ddi.



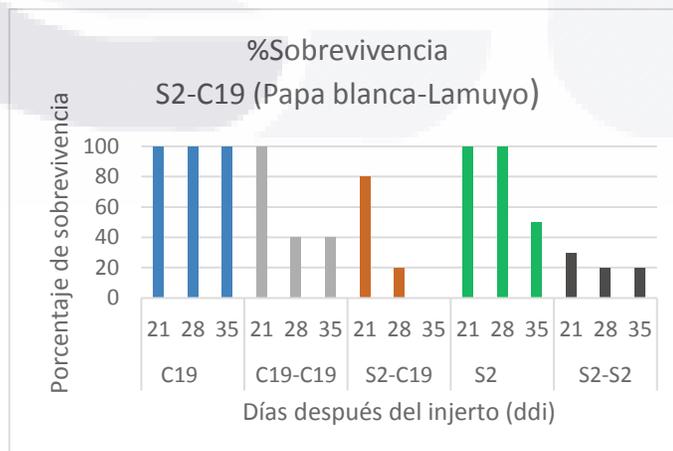
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. pubescens* "chile perón" a los 21, 28 y 35 ddi.



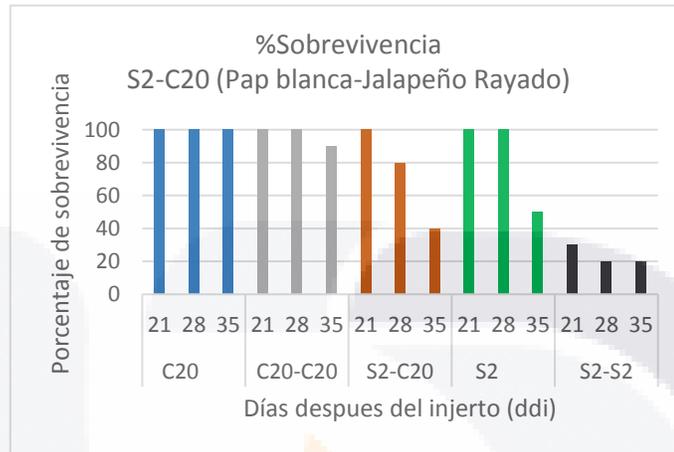
Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. chinense* "chile habanero" a los 21, 28 y 35 ddi.



Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. baccatum* "chile campana" a los 21, 28 y 35 ddi.



Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. baccatum* "chile lamuyo" a los 21, 28 y 35 ddi.



Gráfica de porcentaje sobrevivencia de injertos con *S. tuberosum* + *C. annuum* "chile jalapeño rayado" a los 21, 28 y 35 ddi.

A.3 Archivo fotográfico de los injertos intergéricos sobrevivientes

Imágenes de la evaluación a los siete ddi.

S. cardiophyllum



Plantas injertadas con el patrón *S. cardiophyllum* siete ddi.

S. tuberosum



Plantas injertadas con patrón *S. tuberosum* siete ddi.



Injerto con apariencia sana (*S. cardiophyllum* + *C. annuum*)



Injerto con apariencia sana (*S. tuberosum* + *C. annuum*)

Imágenes de la evaluación a los 14 ddi.

S. cardiophyllum



Aparición de un par de hojas nuevas en planta injertada (*S. cardiophyllum* + *C. annuum*)

S. tuberosum



Injerto con apariencia sana a los 14 ddi.



Injerto con apariencia sana a los 14 ddi.
(*S. cardiophyllum* + *C. annuum*)



Desprendimiento de la variedad del patrón por diferencia de diámetros y engrosamiento de tallo por inicio de callo en *S. tuberosum*.

Imágenes de la evaluación a los 21 ddi

S. cardiophyllum



Sanado de herida en el área de unión de ambas plantas (*S. cardiophyllum* + *C. frutescens*).

S. tuberosum



Área de unión del injerto donde se ven la diferencia de diámetro.



Callo en planta injertada a los 21 ddi. (*S. cardiophyllum* + *C. pubescens*).



Callo de *Capsicum* spp. Después de haberse soltado de la pinza de injerto.

Imágenes de la evaluación a los 28 ddi.

S. cardiophyllum



Injerto muerto. Nótese que el primero que murió fue el patrón (*S. cardiophyllum*).

S. tuberosum



Daño en hojas del patrón (*S. tuberosum*).



Injerto *S. cardiophyllum* + *C. annuum* sobreviviente.



Injerto *S. tuberosum* + *C. frutescens* sobreviviente.



Injertos sobrevivientes trasplantadas a los 35 ddi

APENDICE B. FENOLOGÍA

B.1 Archivo fotográfico de la evaluación fenológica de los injertos intergenéricos

Imágenes de la evaluación a los 77 ddi.

S. cardiophyllum



Tratamiento S1-C20 (papita güera-jalapeño rayado) con dos frutos en estado inmaduro.

S. tuberosum



Tratamiento S2-C8 (papa blanca-chile de agua) con botones.



Tratamiento S1-C12 (papita güera-chile cora) con un fruto en estado inmaduro.



Tratamiento S2-C12 (papa blanca-chile cora) con flores y fruto.

Imágenes de la evaluación a los 77 ddi.

S. tuberosum



Tratamiento S2-C15 (papa blanca-chile amarillo) con flores y frutos.



Tratamiento S2-C13 (papa blanca-chile cascabel) con flores, frutos y tubérculo.



Tratamiento S2-C9 (papa blanca-chile de árbol con flores, frutos inmaduros y tubérculo.

Imágenes de la evaluación a los 77 ddi.

S. tuberosum



Formación de callo del tratamiento S2-C13 (papa blanca-chile cascabel)



Formación de callo del tratamiento S2-C12 (papa blanca-chile cora)



Controles autoinjerto y planta sin injertar de las 16 variedades de *Capsicum* spp.

Imágenes de la evaluación a los 126 ddi.

S. cardiophyllum



Tratamiento S1-C12 (papita güera-chile cora) con un fruto inmaduro.

S. tuberosum



Tratamiento S2-C7 (papa blanca- chile guajillo) con fruto inmaduro.



Tratamiento S1-C20 (papita güera-jalapeño rayado) con un fruto en estado maduro.



Tratamiento S2-C8 (papa blanca- chile de agua) con frutos y tubérculos.

Imágenes de la evaluación a los 126 ddi.

S. tuberosum



Tratamiento S2-C12 (papa blanca-chile cora) con un fruto inmaduro y tubérculos.



Tratamiento S2-C13 (papa blanca-chile cascabel) con frutos en maduración y tubérculo.



Tratamiento S2-C15 (papa blanca-chile amarillo) con frutos maduros y tubérculos.



Tratamiento S2-C17 (papa blanca-chile habanero) con fruto y tubérculos. La variedad injertada en estado muerto.

Imágenes de la evaluación a los 126 ddi.

S. cardiophyllum



Tratamiento S1-C20 (papita güera-jalapeño rayado) con un fruto maduro.



Tratamiento S1-C12 (papita güera-chile cora) con un fruto maduro y variedad en senescencia.

S. tuberosum



Tratamiento S2-C12 (papa blanca-chile cora) con fruto inmaduro y tubérculos.



Tratamiento S2-C15 (papa blanca-amarillo) con frutos maduros y tubérculos.

Imágenes de la evaluación a los 140 ddi.

S. cardiophyllum



Tratamiento S1-C20 (papita güera-jalapeño rayado) con un fruto maduro.



Tratamiento S1-C12 (papita güera-chile cora) con un fruto en estado maduro y variedad en senescencia.

S. tuberosum



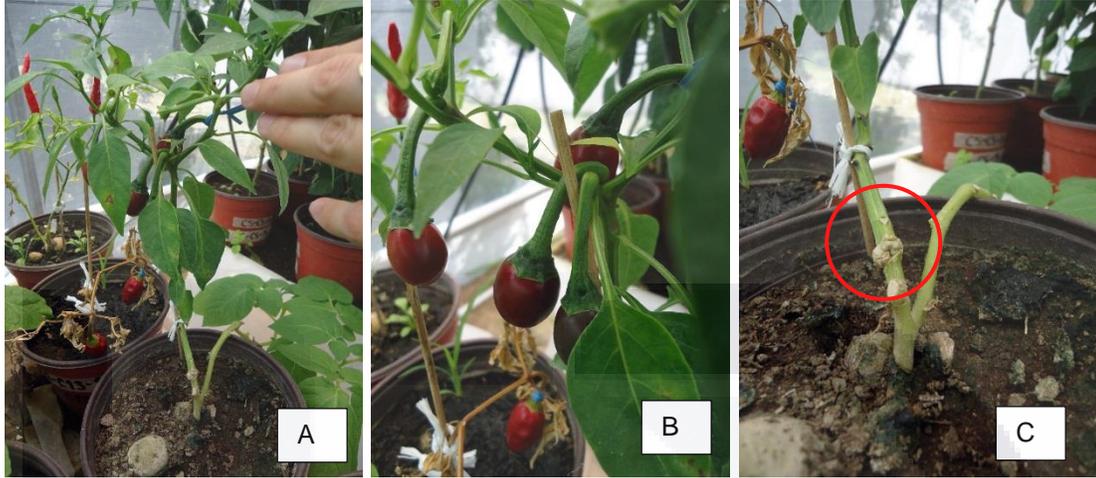
Tratamiento S2-C12 (papa blanca-chile cora) con fruto inmaduro y tubérculos.



Tratamiento S2-C15 (papa blanca-amarillo) con frutos maduros y tubérculos.

Imágenes de la evaluación a los 140 ddi.

S. tuberosum



Tratamiento S2-C13 (papa blanca-chile cascabel) con frutos maduros tubérculos (A y B). C) muestra la formación de callo del injerto.

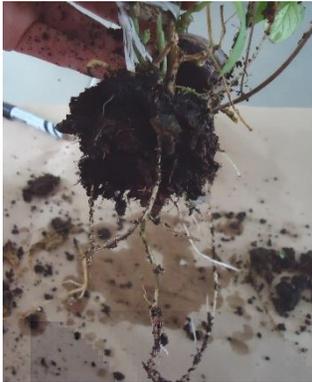


Tratamiento S2-C5 (papa blanca-chile ancho) con frutos y tubérculo.



Tratamiento S2-C8 (papa blanca- chile de agua) con frutos maduros y tubérculos. Variedad muerta.

Imágenes de cosecha a los 164 ddi.



Tratamiento S1-C12 (papita güera-chile cora) sin formación de tubérculo.



Tratamiento S1-C8 (papita güera-chile de agua) sin formación de tubérculo.



Tratamiento S1-C6 (papita güera-chile pasilla) sin formación de tubérculo (presencia de estolón).



Cosecha de tubérculos del tratamiento S2-C5 (papa blanca-chile ancho)



Cosecha de tubérculos S2-C12 (papa blanca-chile cora)



Cosecha de tubérculos S2-C7 (papa blanca-chile guajillo)



Cosecha de tubérculos S2-C17 (papa blanca-chile habanero)